

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل

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



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

OPTION : AQUACULTURE

**Thème :**

Production d'alevins monosexes d'*Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) au niveau de la ferme piscicole Ezzahra –Wilaya de Ghardaïa –

Présenté par:

- DJELLATA Adnane
- HASSANI Abderrahim

Soutenu le 12/06/2011 devant le jury suivant :

- |                             |            |
|-----------------------------|------------|
| - M <sup>me</sup> Meslem. N | Présidente |
| - Mr Meziane. N             | Examineur  |
| - Mr Lourguioui. H          | Examineur  |
| - Mr Belhasnat. K           | Promoteur  |

**Promotion : (2010/2011)**

## Remerciements

*Nous remercions Allah Le-Tout-Puissant qui nous a donné la santé, le courage et la patience nécessaires pour achever ce travail dans les meilleures conditions.*

*Nous tenons à remercier Mr Belhasnat Khaled, qui nous a encadrés consciencieusement, et a mis à notre disposition les moyens nécessaires à l'accomplissement de ce projet.*

*Nous remercions les membres du jury : Mme Meslem, Mr Lourguiouï et Mr Meziane, pour avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Un grand remerciement à tous les éléments de la ferme « Ezzahra » pour leur accueil chaleureux et leur hospitalité durant notre stage, en particulier notre cher ami Rafik.*

*Nos sincères remerciements au personnel de la bibliothèque de l'ENSSMAL pour avoir toujours répondu avec célérité et compétence à nos multiples demandes de documentation.*

*À ces remerciements nous associons l'expression de notre profonde reconnaissance à nos parents, nos proches, et nos amis pour leur encouragement et leur soutien moral.*

*Enfin, nous remercions toutes les personnes ayant contribué d'une manière ou d'une autre à la réalisation de ce mémoire.*

# Dédicace

## Adnane :

*A ma très chère maman qui m'a toujours soutenu*

*A mon très cher papa qui était toujours à mes côtés*

*A mon frère, mes sœurs et mes cousins bien aimés*

*A mes très chers oncles et tantes en particulier ma tante Nacima que sans elle je n'aurais jamais choisi ENSSMAL*

*A mon très cher grand-père*

*A tous mes amis en particulier : Nounou, Abdou, Salim, Amine, Zaki, Tahar, Yacine chalawlahk, Soumia, Chahrazed, Nostoc sp. ...*

*A tous les étudiants de ma promotion*

*A tous les étudiants de l'ENSSMAL*

## Abdou :

*A mes parents qui m'ont toujours soutenu*

*A mes sœurs bien aimées*

*A mes amis : Adnane, Nounou, Salim, Amine, Zaki, Tahar, Yacine chalawlahk, Soumia, Chahrazed, Nostoc sp. ...*

*A tous les étudiants de ma promotion*

*A tous les étudiants de l'ENSSMAL*

---

---

## *SOMMAIRE*

---

---

<b>Introduction</b> .....	1
<b>Chapitre 1 : Généralités sur le tilapia <i>O.niloticus</i></b>	
1.1. Caractéristiques taxonomiques et morphologiques .....	2
1.1.1. Caractéristiques taxonomiques du Tilapia du Nil : <i>Oreochromis niloticus</i> .	2
1.1.2. Morphologie .....	3
1.2. Répartition géographique .....	4
1.3. Écologie .....	5
1.3.1. Température.. .....	5
1.3.2. Oxygène dissous .....	5
1.3.3. Potentiel hydrogène (pH) .....	5
1.3.4. Salinité .....	5
1.4. Nutrition et alimentation.....	5
1.4.1. Protéines .....	6
1.4.2. Lipides.....	6
1.4.3. Glucides .....	6
1.4.4. Formulation et taille de l'aliment.....	7
1.4.5. Ration et fréquence de nourrissage .....	7
1.5. Croissance.....	8
1.6. Dimorphisme sexuel .....	9
1.7. Biologie et physiologie de la reproduction .....	10
1.7.1. Maturité sexuelle.....	10
1.7.2. Fécondité .....	10
1.8. La production d'alevins monosexes mâles.....	10
1.8.1. Le sexage manuel .....	11
1.8.2. L'hybridation .....	11
1.8.3. L'inversion hormonale du sexe .....	12
1.9. Le traitement hormonal des alevins .....	12
1.10. Technique de l'inversion hormonale du sexe .....	13
1.11. Devenir des hormones dans l'organisme du poisson .....	14

## **Chapitre 2 : Présentation de la ferme Ezzahra**

<b>2.1.</b>	Situation géographique .....	15
<b>2.2.</b>	Infrastructure.....	16
<b>2.2.1.</b>	Le forage .....	16
<b>2.2.2.</b>	L'écloserie .....	17
<b>2.2.2.1.</b>	Bassins de géniteurs .....	17
<b>2.2.2.2.</b>	Bassins de reproduction .....	18
<b>2.2.2.3.</b>	Bassins d'alevinage .....	18
<b>2.2.2.4.</b>	Unité d'incubation.....	19
<b>2.2.3.</b>	Bassins de pré-grossissement.....	19
<b>2.2.4.</b>	Bassins de grossissement.....	20
<b>2.2.5.</b>	Bassins de décantation.....	20
<b>2.2.6.</b>	Bassin réservoir.....	21
<b>2.2.7.</b>	Ensemble de servitude .....	21
<b>2.2.7.1.</b>	Bloc technique .....	21
<b>2.2.7.2.</b>	Base de vie .....	23
<b>2.2.7.3.</b>	Unité de fabrication d'aliment .....	24
<b>2.2.7.4.</b>	Autres équipements.....	24
<b>2.3.</b>	Alimentation en eau .....	25
<b>2.3.1.</b>	Circuit de l'eau .....	25
<b>2.3.2.</b>	Schémas de la circulation de l'eau .....	27
<b>2.4.</b>	Organigramme .....	29

## **Chapitre 3 : Matériel et méthodes**

<b>3.1.</b>	Objectif .....	30
<b>3.2.</b>	Technique de production d'alevins monosexes .....	32
<b>3.2.1.</b>	Préparation des bassins .....	32
<b>3.2.1.1.</b>	Le nettoyage .....	32
<b>3.2.1.2.</b>	Le chaulage .....	32
<b>3.2.1.3.</b>	Le rinçage .....	33
<b>3.2.2.</b>	Sélection des géniteurs .....	33
<b>3.2.3.</b>	Mise en reproduction .....	34
<b>3.2.4.</b>	Récolte du frai .....	35
<b>3.2.4.1.</b>	Matériel utilisé .....	35
<b>3.2.4.2.</b>	Protocole .....	36

3.2.5. Estimation de la fécondité .....	37
3.3. préparation d'aliment .....	37
3.3.1. Aliment pour géniteurs .....	39
3.3.2. Aliment hormoné .....	40
3.4. Fréquence de nourrissage .....	42
3.5. Condition d'élevage et suivi de la croissance .....	42
3.5.1. Conditions d'élevage .....	42
3.5.2. Suivi de la croissance .....	43
3.6. Récolte et sexage des poissons .....	43
3.6.1. Sexage manuel .....	44
3.6.2. Squash gonadique .....	44

## **Chapitre 4 : Résultats et discussion**

4.1. Production de larves .....	46
4.2. Etude de la fécondité .....	47
4.3. Taux de mortalité.....	49
4.4. Etude des paramètres physico-chimiques en phase d'alevinage.....	49
4.5. Etude de la croissance .....	52
4.6. Taux d'inversion sexuelle .....	54

<b>Conclusion</b> .....	56
-------------------------	----

## **Références bibliographiques**

## **Annexes**

---

## Liste des figures

---

### Chapitre 1

Figure I.1 : Caractéristiques morphologique du tilapia d' <i>O. niloticus</i> .	3
Figure I.2 : Répartition géographique originelle et introduction d' <i>O. niloticus</i>	4
Figure I.3 : Différenciation sexuelle de la papille uro-génitale entre un mâle et une femelle chez <i>O. niloticus</i> .	9
Figure I.4 : Croissance comparée en bassin ou en cage de population monosexue d' <i>O. niloticus</i>	11
Figure I.5 : protocole théorique d'obtention de population monosexue chez des espèces à homogamétie femelle	14

### Chapitre 2

Figure II.1 : Localisation de la ferme	15
Figure II.2 : Entrée de la ferme	15
Figure II.3 : Le Pivot	15
Figure II.4 : Tête du forage	16
Figure II.5 : Entrées de l'écloserie	17
Figure II.6 : Vue globale de l'écloserie	17
Figure II.7 : Bassins de géniteurs	17
Figure II.8 : Bassins de reproduction	18
Figure II.9 : Bassins d'alevinage	18
Figure II.10 : Larves de tilapia	18
Figure II.11 : dispositif de récupération de larves	19
Figure II.12 : Récupération des larves	19
Figure II.13 : Etang de pré-grossissement	19
Figure II.14 : Etang de grossissement	20
Figure II.15 : Tilapia en grossissement	20
Figure II.16 : Bassin de décantation	20
Figure II.17 : Canal d'évacuation	20
Figure II.18 : Bassin réservoir	21
Figure II.19 : Canal de distribution	21
Figure II.20 : Bloc technique	21
Figure II.21 : Laboratoire de la ferme	22
Figure II.22 : scie électrique	22
Figure II.23 : Hachoir à viande	22
Figure II.24 : Fabrique de glace	23
Figure II.25 : Balance électronique	23
Figure II.26 : Aliment composé stocké	23
Figure II.27 : Base de vie	24
Figure II.28 : Unité de fabrication d'aliment	24
Figure II.29 : Soufflantes	25
Figure II.30 : Surpresseur	25
Figure II.31 : Camions frigorifiques	25

Figure II.32 : Viviers	25
Figure II.33 : Vannes des étangs	26
Figure II.34 : Trop-plein	26
Figure II.35 : Canal d'évacuation d'eau	26
Figure II.36 : Plan schématique de la circulation de l'eau dans l'écloserie	27
Figure II.37 : Plan schématique de la circulation de l'eau dans les étangs d'élevage	28

### Chapitre 3

Figure III.1 : Nettoyage des bassins	32
Figure III.2 : Préparation de la chaux	32
Figure III.3 : Chaulage des bassins	32
Figure III.4 : Bassin de reproduction préparé	33
Figure III.5 : Capture de géniteurs	34
Figure III.6 : Sélection de géniteurs	34
Figure III.7 : Dénombrement et mise de géniteurs	35
Figure III.8 : Auges de séparation	35
Figure III.9 : Filet de capture	35
Figure III.10 : Séparation des géniteurs	36
Figure III.11 : Collecte des larves crachées	36
Figure III.12 : Incubation des œufs (bouteilles de Zoug)	36
Figure III.13 : Mise des larves en alevinage	36
Figure III.14 : œufs crachés	37
Figure III.15 : Pesée des géniteurs femelles	37
Figure III.16 : Comptage des œufs	37
Figure III.17 : mesure du diamètre des œufs	37
Figure III.18 : Aliment de volaille	38
Figure III.19 : Farine de poisson stockée	38
Figure III.20 : Trémie	39
Figure III.21 : Mélangeur vertical	39
Figure III.22 : Pressage d'aliment	39
Figure III.23 : Séchage d'aliment granulé	39
Figure III.24 : Tamisage des composants	40
Figure III.25 : Mélange des composants	40
Figure III.26 : Préparation de solution hormonale	41
Figure III.27 : Incorporation de l'hormone	41
Figure III.28 : Séchage de l'aliment hormoné à l'air libre	41
Figure III.29 : Valise multi-paramètre	42
Figure III.30 : Contrôle du poids	43
Figure III.31 : Contrôle de la taille	43
Figure III.32 : Echantillonnage	44
Figure III.33 : Sexage manuel	44
Figure III.34 : Squash gonadique	45

---

## Liste des tableaux

---

### Chapitre 1

Tableau I.1 : Besoins théoriques en protéines et lipides d' <i>O. niloticus</i>	6
Tableau I.2 : Besoins théoriques en glucides et fibres chez <i>O. niloticus</i>	7
Tableau I.3 : Tailles des granulés recommandées pour les différentes classes de taille d' <i>O. niloticus</i>	7
Tableau I.4 : Résumé des teneurs en divers nutriments relativement aux besoins et contraintes de fabrication de l'aliment et de la pratique de l'aliment chez le tilapia	8

### Chapitre 2

Tableau II.1 : Résultat d'analyse chimique du forage	16
--	----

### Chapitre 3

Tableau III.1 : Synthèse des données	31
--------------------------------------	----

### Chapitre 4

Tableau IV.1 : Résultats des pontes par bassins	46
Tableau IV.2 : Détermination du nombre moyen d'œufs des géniteurs	47
Tableau IV.3 : Détermination du nombre moyen de larves des géniteurs	48
Tableau IV.4 : paramètres physico-chimiques des bassins d'alevinage	49
Tableau IV.5 : Contrôle de poissons traités par l'hormone masculinisante	54

---

## Introduction

---

L'aquaculture reste un secteur en expansion, dynamique et important pour la production d'aliments à forte teneur en protéines. La production mondiale de poissons de consommation issus de l'aquaculture, y compris les crustacés, les mollusques et d'autres animaux aquatiques propres à la consommation humaine, aurait atteint 52,5 millions de tonnes en 2008. Les pêches de capture et l'aquaculture ont produit en 2008 environ 142 millions de tonnes de poissons. Sur ce total, 115 millions de tonnes étaient destinées à la consommation humaine, soit une offre apparente par habitant de 17 kg de poissons (équivalent poids vif), ce qui représente un record absolu. L'aquaculture a assuré 46 pour cent des disponibilités totales, soit un peu moins que ce qui était annoncé dans La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2008 (FAO, 2010).

L'élevage des tilapias connaît, depuis 1980, un taux de croissance continu et élevé : la production de ce groupe d'espèces dans le monde vient au second rang derrière celui des carpes en 2005. Leurs caractéristiques biologiques et zootechniques sont particulièrement adaptées à l'élevage : grande rusticité, reproduction spontanée en captivité, régime alimentaire peu exigeant en protéines, plasticité vis-à-vis des systèmes d'élevage.

En Algérie, l'aquaculture continentale est représentée par deux groupes de poisson ; les cyprinidés et les cichlidés. En ce qui concerne les cichlidés, l'espèce la plus développée est le tilapia du Nil « *Oreochromis niloticus* ». Or, cette espèce présente des difficultés en élevage qui sont dues à la différence de croissance entre les mâles et les femelles engendrant des difficultés dans sa conduite d'élevage.

L'objectif de notre travail consiste en la production d'alevins monosexes en utilisant l'hormone masculinisante.

Ce mémoire présente quatre parties :

- La première résume la biologie de l'espèce étudiée;
- La deuxième présente la ferme piscicole Ezzahra où notre stage de fin d'étude a été effectué;
- La troisième présente le matériel et les méthodes utilisés ;
- La quatrième regroupe tous les résultats obtenus avec une discussion.

## 1. Généralités :

### 1.1. Caractéristiques taxonomiques et morphologiques :

#### 1.1.1. Caractéristiques taxonomiques du tilapia du Nil *Oreochromis niloticus* :

Le terme tilapia regroupe une centaine d'espèces appartenant à la famille des Cichlidés qui englobe quatre genres en se basant sur les caractères anatomiques, le comportement reproducteur et la nutrition (Trewavas, 1983 in FAO, 1989) :

- *Oreochromis* : avec une incubation buccale et une garde uniparentale maternelle, ils sont en plus planctonophages.
- *Sarotherodon* : avec une incubation buccale et une garde biparentale ou paternelle, ils sont planctonophages.
- *Tilapia* : avec une incubation des oeufs sur substrat et une garde biparentale (en couple), ils sont macrophytophages.
- *Danakilia* : caractéristiques éco-morphologiques particulières.

En élevage, seul le genre *Oreochromis* est représenté avec cinq espèces principales :

- *Oreochromis niloticus*
- *Oreochromis mossambicus*
- *Oreochromis aureus*
- *Oreochromis hornorum*.
- Le tilapia rouge, issu du croisement : *O. mossambicus* (♂) x *O. niloticus* (♀).

**Selon la classification de Trewavas, 1981, le tilapia appartient à :**

**Classe :** Poissons

**Ordre :** Perciformes

**Famille :** Cichlidae

**Genre :** *Oreochromis*

**Espèce :** *Oreochromis niloticus*

**1.1.2. Morphologie :**

*Oreochromis niloticus* se reconnaît aisément par :

- Une tête portant une narine de chaque côté
- Un corps comprimé latéralement, couvert essentiellement d'écailles cycloïdes et parfois d'écailles cténoïdes
- La nageoire dorsale comprend 17-18 rayons épineux suivis de 12-14 rayons mous
- La nageoire anale est formée de 3 rayons épineux précédés de 09-10 rayons mous
- Les nageoires pelviennes portent un rayon dur suivi de 05 rayons mous
- La ligne latérale, sur les deux flancs du poisson, est interrompue en comptant 18 à 19 écailles, puis décroche vers le bas une seconde ligne d'une douzaine d'écailles
- Un nombre élevé de branchiospines fines et longues (18 à 28 sur la partie inférieure et 04 à 07 sur la partie supérieure du premier arc branchial)
- Trois à quatre séries de dents sur chaque mâchoire et six chez les individus dépassant les 20 cm LS (Longueur Standard)

*Oreochromis niloticus* est facilement reconnaissable grâce aux bandes verticales régulières noires sur la nageoire caudale. La coloration générale est grise argentée avec des bandes grises plus foncée qui zèbrent le poisson (fig I.1).



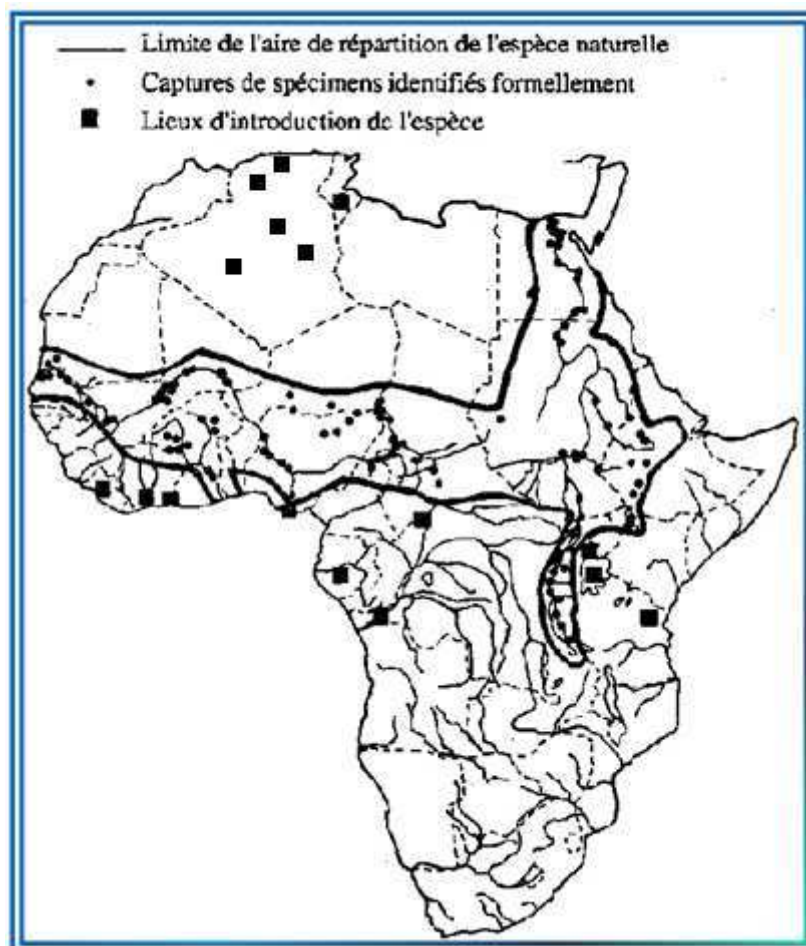
**Figure I.1:** Caractéristiques morphologiques d'*Oreochromis niloticus*.<sup>(1)</sup>

(1) [http://www.nbii.gov/portal/server.pt/gateway/PTARGS\\_6\\_2\\_8099\\_934\\_2655\\_43/http%3B/cbi-lap7.cbi.cr.usgs.gov%3B7097/publishedcontent/publish/ecological\\_topics/invasive\\_species/isin\\_intro\\_fish/isin\\_intro\\_fish.html](http://www.nbii.gov/portal/server.pt/gateway/PTARGS_6_2_8099_934_2655_43/http%3B/cbi-lap7.cbi.cr.usgs.gov%3B7097/publishedcontent/publish/ecological_topics/invasive_species/isin_intro_fish/isin_intro_fish.html)

## 1.2. Répartition géographique :

*Oreochromis niloticus* présente une répartition originelle strictement africaine couvrant les bassins du Nil, du Niger, des Volta et du Sénégal jusqu'au lac Tanganika ainsi que la vallée du Jourdain en Palestine (Philippart & Ruwet, 1982) (fig I.2).

Au début du 20<sup>ème</sup> siècle et pour augmenter la production de la protéine animale, une série d'introduction et d'acclimatation de cette espèce a eu lieu dans divers pays ; et en Algérie, cette introduction est très récente (Avril 2002) et a porté sur 4000 alevins et 200 géniteurs importés d'Égypte (CNDPA, 2004 in AIT-HAMOUDA, 2005)



**Figure I.2:** Répartition géographique originelle et introductions d'*O. niloticus* en Afrique (modifié d'après PHILIPPART et RUWET, 1982 et modifié par nous même).

### 1.3. Écologie :

#### 1.3.1. Température :

*Oreochromis niloticus*, espèce thermophile, se rencontre en milieu naturel entre 13,5 et 33°C mais l'intervalle de tolérance thermique observé en laboratoire est plus large : 7 à 41°C pendant plusieurs heures (Balarin & Hatton, 1979). La température optimale de reproduction se situe entre 26 et 28°C. , le minimum requis étant 22°C ; cette espèce ne se nourrit pas en dessous de 15°C (Malcolm *et al.*, 2000).

#### 1.3.2. Oxygène dissous :

Pour la concentration en oxygène dissous, cette espèce tolère à la fois des déficits et des saturations importantes. Ainsi jusqu'à 3 mg/l d'oxygène dissous, *O. niloticus* ne présente pas de difficulté métabolique particulière mais en dessous de cette valeur, un stress respiratoire se manifeste. L'optimum requis est de 5 mg/l (Malcolm *et al.*, 2000).

#### 1.3.3. Potentiel hydrogène (pH) :

De même, la tolérance aux variations de pH est très grande puisque l'espèce se rencontre dans des eaux présentant des valeurs de pH de 5 à 11. L'idéal étant situé entre 6,5 et 8,5 (Malcolm *et al.*, 2000).

#### 1.3.4. Salinité :

Bien que *O. niloticus* soit une espèce d'eau douce, son euryhalinité est bien connue car, on le rencontre dans les eaux de salinité comprise entre 0,015 et 30 ‰ (Malcolm *et al.*, 2000).

### 1.4. Nutrition et alimentation :

Un régime alimentaire équilibré satisfait trois besoins : il fournit l'énergie nécessaire à la respiration cellulaire ; il apporte la matière organique que l'animal utilise pour fabriquer un bon nombre de ses propres molécules ; et il fournit les nutriments essentiels, c'est-à-dire les substances que l'animal ne peut synthétiser lui-même et qu'il doit par conséquent aller chercher dans ses aliments (*in* Echikh *et al.*, 2006).

### 1.4.1. Protéines :

Les protéines sont des macromolécules qui interviennent dans tous les processus biologiques.

Le besoin global des poissons en protéines est extrêmement élevé par rapport à celui des vertébrés supérieurs (Guillaume *et al.*, 1999). Cela est dû au fait que les poissons sont poïkilothermes, la température de leur corps varie en fonction de celle du milieu, et de ce fait leur corps n'a pas besoin d'autant d'énergie que les vertébrés supérieurs pour garder une température constante ; ils orientent donc leurs besoins vers l'élaboration des tissus.

### 1.4.2. Lipides :

D'après Hauley (*in* Malcolm *et al.*, 2000), les besoins nutritifs en lipides des tilapias se situent entre 6% et 12% de la ration alimentaire.

**Tableau I.1** : besoins théoriques en protéines et lipides d'*O. niloticus* (*in* Echikh *et al.*, 2006).

Stade	Quantité de protéines	Quantité de lipides
Alevins jusqu'à 0.5g	50 %	10 %
Poissons de 0.5 à 35 g	35 %	08 %
Poissons de 35 à la taille marchande	30 %	06 %

### 1.4.3. Glucides :

En général, les poissons utilisent mal les glucides à cause de l'absence d'un équipement enzymatique dans le tube digestif nécessaire pour la dégradation de la cellulose.

Les fibres (polysaccharides complexes constitués principalement de cellulose chez les végétaux) ne sont pas bien utilisables par *O. niloticus* qui ne dispose pas de cellulase (Malcolm *et al.*, 2000).

Et d'après Anderson *et al.*, (*in* Malcolm *et al.*, 2000), un taux de fibres supérieur à 5% réduit l'utilisation des aliments et leur digestibilité, et des taux supérieurs à 10% réduisent l'utilisation

des protéines. Mais des résultats différents indiquent que *O. niloticus* a besoin de 8 à 10% de fibres dans son régime alimentaire. (Voir tableau I.2)

Glucides digestibles	25%
Fibres	8% pour des alevins de 10g 8 à 10% pour les poissons de 10g à la taille marchande

**Tableau I.2:** besoins théoriques en glucides et en fibres chez *O. niloticus* (in Echikh *et al.*, 2006).

#### 1.4.4. Formulation et taille de l'aliment :

La taille de l'aliment doit être en relation avec l'âge du poisson (Tableau I.3). Il est souhaitable que le granulé soit compact et ne se désagrège pas de suite au contact de l'eau mais les granulés trop durs sont déconseillés.

**Tableau I.3 :** Tailles des granulés recommandées pour les différentes classes de taille d'*Oreochromis niloticus*. (FAO, 1989)

Age/poids du poisson	Taille de la particule (Ø)	Références
Larve: premières 24 h	En solution	MACINTOSH et DE SILVA, 1984
Larve: 2 <sup>ème</sup> jour - 10 <sup>ème</sup> jour	500 µ m	
Larve: 10 <sup>ème</sup> jour - 30 <sup>ème</sup> jour	500-1000 µ m	
Alevin: 30 <sup>ème</sup> jour - juvénile de 0.5 à 10g.	500-1500 µ m	
Alevin: de 1 à 30g.	1-2 mm	JAUNCEY et ROSS, 1982
>30g.	2-4 mm	

#### 1.4.5. Ration et fréquence de nourrissage :

La ration journalière peut varier en fonction de plusieurs facteurs tels que la taille du poisson, ses besoins en protéines et sa capacité de digestion, la qualité de l'aliment, les conditions physico-chimiques du milieu (T°C, O<sub>2</sub>, lumière,...),...

La tendance naturelle des tilapias à se nourrir de façon relativement continue durant la journée indique que leur système digestif est plutôt adapté à recevoir un apport régulier et fréquent de petites quantités d'aliments. Bien que la fréquence de nourrissage soit également affectée par la taille du poisson et par la température de stockage (agissant sur la vitesse d'évacuation de l'estomac), les auteurs s'accordent à penser que le tilapia doit être nourri peu et souvent (FAO, 1989).

**Tableau I.4** : Résumé des teneurs en divers nutriments relativement aux besoins et contraintes de fabrications de l'aliment et de la pratique de l'aliment chez les tilapias (Lazard, 2007).

Nutriments	Classe des tailles				
	Aliment de démarrage jusqu'à 0.5 g	0.5g à 10 g	10 g à 35 g	35 g à la taille marchande	Géniteurs
Protéines brutes	50 %	35 - 40 %	30 - 35 %	25 - 30 %	30 %
Lipides brutes	10 %	10 %	6 - 10 %	6 %	8 %
Glucides digestibles	25 %	25 %	25%	25 %	25 %
Fibres	8 %	8 %	8 - 10 %	8 - 10 %	8 - 10 %
Taux de rationnement (% ichtyobiomasse/j	30 - 10 %	10.5 %	5 - 3 %	3 %	-
Nombre de repas	8	6	4	3	-
Taille granulés (diamètre en mm)	-	-	-	3.5	-

### 1.5. Croissance

En général, *Oreochromis niloticus* est connue pour sa croissance rapide et présente un indice de croissance plus performant que les autres espèces du genre, sa durée de vie étant relativement courte (6 à 8 ans) (Malcolm *et al.*, 2000).

Une autre caractéristique d'*O. niloticus* concerne son dimorphisme sexuel de croissance qui se marque dès 20 à 40 g, poids à partir duquel les femelles acquièrent la maturité sexuelle (Malcolm *et al.*, 2000).

Outre que le sexe, il existe d'autres facteurs qui influencent la croissance d'*Oreochromis niloticus* en élevage intensif, tel que :

- La température : une élévation de celle-ci pour un poids corporel donné produit une augmentation de la vitesse de croissance ;
- L'alimentation : elle agit sur la croissance *via* trois paramètres : la qualité de l'aliment, le taux de nourrissage et la fréquence de nourrissage ;
- L'oxygène dissous : il exerce une action positive sur la croissance quand sa teneur augmente (>3 mg/l avec un optimum de 5 mg/l) ;
- La biomasse : son augmentation a un effet négatif sur la croissance s'exprimant par un stress dû aux contacts inter-individuels ;
- M.E.S. : l'effet négatif des matières en suspension sur la croissance pourrait provenir du stress mécanique exercé sur les branchies avec un métabolisme réduit (colmatage des branchies).

### 1.6. Dimorphisme sexuel :

Le dimorphisme sexuel apparaît principalement au niveau de la papille génitale (fig I.3), ce qui permet un sexage précoce en élevage, cette papille étant chez le mâle protubérante en forme de cône avec un pore urogénital à l'extrémité, alors que chez la femelle, elle est petite, arrondie avec une fente transversale au milieu (pore génital) et un pore urinaire à l'extrémité.



**Figure.I.3** : Dimorphisme sexuel de la papille uro-génitale entre un mâle <sup>(1)</sup> et une femelle <sup>(2)</sup> chez *Oreochromis niloticus* .

**1.7. Biologie et physiologie de la reproduction :****1.7.1. Maturité sexuelle :**

Dans les milieux naturels, la taille de première maturité sexuelle chez *O. niloticus* varie généralement entre 14 et 20 cm, ce qui correspond à un âge de 2 à 3 ans, mais peut atteindre 28 cm et différer chez les mâles et les femelles. Toutefois cette taille de maturité peut se modifier au sein d'une même population en fonction des conditions fluctuantes du milieu (FAO, 1989).

**1.7.2. Fécondité :**

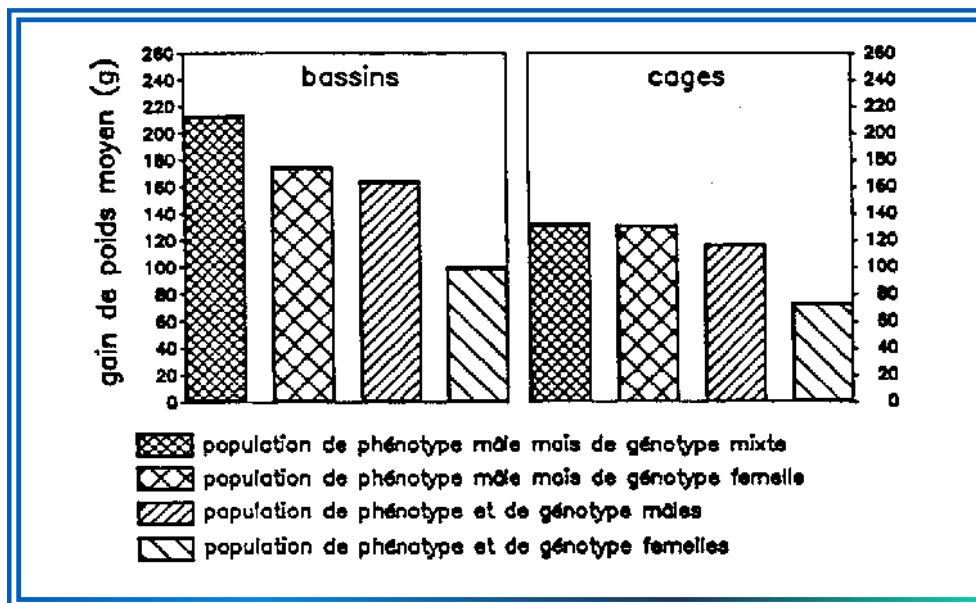
*Oreochromis niloticus* présente une faible fécondité qui varie de quelques centaines d'œufs à plusieurs milliers par ponte chez les gros individus.

Par contre, la fréquence élevée de ponte et la garde parentale des alevins (incubation buccale), permettent d'obtenir de bonnes productions d'alevins par femelle.

**1.8. La production d'alevins monosexes mâles :**

L'élevage d'*O. niloticus* de consommation concerne de plus en plus les populations monosexes mâles, pour éviter les reproductions incontrôlées et obtenir de meilleurs rendements, étant donné que les mâles grandissent plus rapidement que les femelles.

En utilisant quelques-unes des techniques décrites ultérieurement, Hanson et al, 1983 (*in* Lazard et al, 1990) observent effectivement que des populations mâles ont toujours une meilleur croissance que des lots femelles.



**Figure I.4 :** croissance comparée en bassins ou en cages de populations monosexes de tilapia (*O. niloticus*), de phénotype mâle ou femelle, mais présentant différents types de génotype sexuel (Baroiller et Jalabert, 1989)

Trois techniques sont utilisées pour produire des populations monosexes mâles : la séparation des sexes, les hybridations interspécifiques et l'inversion hormonale du sexe.

### 1.8.1. Le sexage manuel :

Consiste à élever les alevins jusqu'à un stade qui permet de sexer les poissons par examen de la papille uro-génitale. Cette méthode représente un gaspillage de surface, d'eau et d'aliment puisque les femelles ne sont éliminées que lorsqu'elles atteignent la maturité sexuelle. Par ailleurs, cette technique nécessite bien sûr du temps et de la main d'œuvre et s'accompagne de 2.7 à 10 % d'erreurs de diagnostique (in AIT-HAMOUDA, 2005).

### 1.8.2. L'hybridation :

L'hybridation des espèces de tilapia conduit à une progéniture caractérisée par une proportion élevée de mâles. Le désavantage de cette méthode est la nécessité de maintenir une souche pure de géniteurs. Dans le cas contraire la proportion de mâles dans la descendance s'écarte fortement des 100% attendus (in AIT-HAMOUDA, 2005).

Hybridation d'espèces de tilapia dont les caractéristiques chromosomiques sont telles, que la progéniture est en grande proportion composée de mâles (plus de 90%) par exemple :

*O. aureus* mâle x *O. niloticus* femelle

*O. macrochir* mâle x *O. niloticus* femelle

*O. hornorum* mâle x *O. niloticus* femelle

### 1.8.3. L'inversion hormonale du sexe :

- ✓ Inversion "directe" qui consiste à masculiniser une population de larves en incorporant un stéroïde dans l'alimentation (Baroiller et Jalabert, 1989) ;
- ✓ Production de mâles transsexuels (femelles à génotype mâle) avec de l'oestradiol.

### 1.9. Le traitement hormonal des alevins :

Cette technique consiste à obtenir une population d'individus phénotypiquement identiques par administration de stéroïdes, à des doses et selon des moments, des modes et des temps d'administration propres à chaque espèce (Baroiller, 1996). Ainsi avec les androgènes, les alevins à génotype femelle sont amenés à se développer comme des mâles fonctionnels, ce qui conduit à l'obtention d'une population à phénotype 100% mâle. Ce traitement aux androgènes a conduit à des résultats intéressants chez plusieurs espèces de tilapia (GUERRERO et GUERRERO, 1988).

L'inversion "directe" consiste à administrer de la méthyltestostérone aux alevins avant qu'ils n'aient atteint la différenciation sexuelle (avant le 60ème jour chez *O. niloticus*) (in AIT-HAMMOUDA, 2005).

Ce traitement est appliqué depuis 3 à 7 jours après l'éclosion pendant 2 à 4 semaines, ce qui permet d'obtenir 95 à 100 % de mâles à la suite de l'inversion des femelles en mâles à génotype femelle. Cette technique doit être réalisée en conditions intensives pour que les alevins ne puissent absorber que l'aliment dans lequel est incorporée la méthyltestostérone.

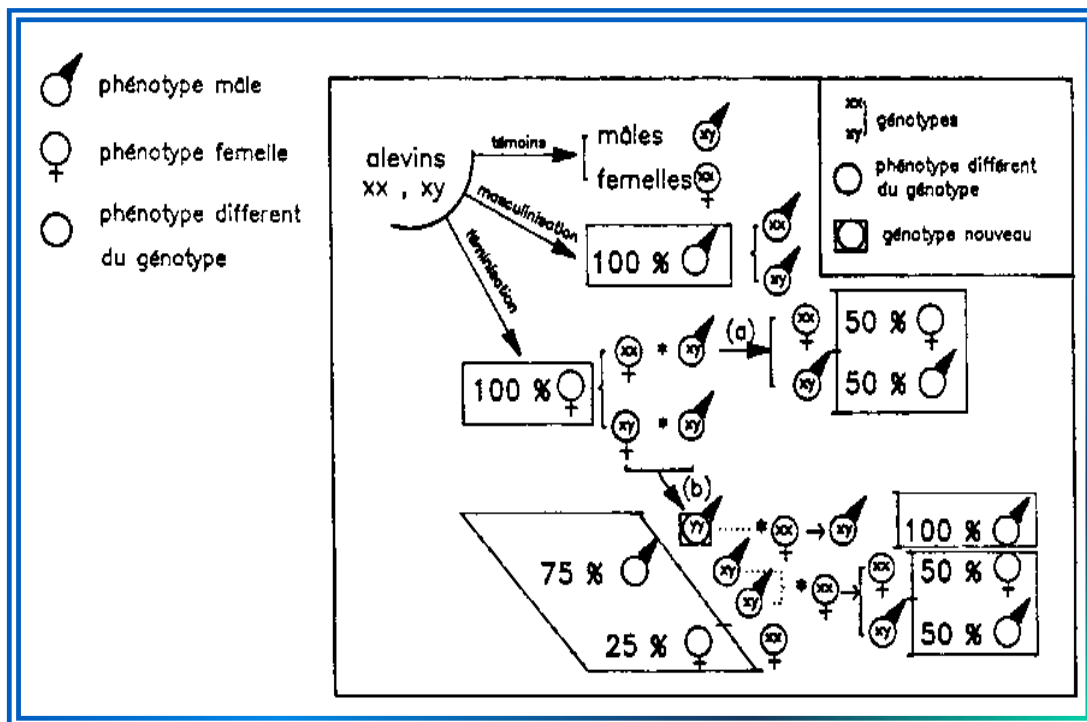
Les stéroïdes artificiels présentent une meilleure efficacité de masculinisation que les androgènes naturels. L'efficacité de la 17 $\alpha$ -méthyltestostérone est attribuée à son élimination plus lente que celle des stéroïdes naturels comme la testostérone. Les alevins de tilapia traités aux androgènes présentent généralement une croissance plus rapide que ceux non traités (*in* AIT-HAMOUDA, 2005).

Cette technique est utilisée depuis plusieurs années par certains pays producteurs de tilapia comme Taiwan et les philippines. Toutefois, elle implique de traiter chaque nouvelle population d'alevins destinés à la production. Or, l'utilisation de l'hormone pour la production destinée à la consommation humaine reste interdite dans de nombreux pays (France, Royaume Uni...) pour qui le devenir et l'effet des produits de dégradation des stéroïdes de synthèse sont insuffisamment étudiés (Baroiller & Toguyeni, 1996).

#### **1.10. Technique de l'inversion hormonale du sexe :**

La méthode la plus direct, quelle que soit l'espèce, consiste à masculiniser une population d'alevins en incorporant un stéroïde de synthèse dans l'alimentation.

Avec les espèces à homogamétie femelle XX (fig I.5), comme *Oreochromis niloticus* (Baroiller et Jalabert, 1989) une étape supplémentaire est nécessaire à l'obtention d'un résultat équivalent : le testage des femelles issue du traitement hormonal précoce conduit à deux types de sex-ratio : l'un d'eux (a) est classique, composé de 50% de chacun des sexes et correspond à la descendance d'animaux de génotype femelle XX. Le second (b) qui comprend 75% de mâles pour 25% de femelles, résulte du croisement d'une néo-femelle XY par un mâle non traité XY. Parmi ces 75% de mâles figurent des individus YY que l'on identifie lors d'un nouveau testage (c) par leur descendance monosexes mâle. Ces animaux d'un génotype nouveau, viable et fertiles peuvent être utilisés comme géniteurs produisant à chacune de leurs reproductions avec des femelles non traitées, des populations 100% mâles .L'inversion du sexe par voie hormonale reste donc un outil essentiel et nécessaire dans de telles approches indirectes du monosexage.



**Figure I.5 :** protocole théorique d’obtention de population monosexes chez des espèces à homogamétie femelle comme *O.niloticus* et *O.mossambicus* (Baroiller et Jalabert, 1989)

**1.11. Devenir des hormones dans l'organisme du poisson :**

Plusieurs études ont été menées sur le devenir des stéroïdes utilisées pour le contrôle du sexe chez les cichlides tels que le tilapia *O.mossambicus* (Johnstone et al., 1983) le tilapia *O. niloticus* (Curtis et al., 1991). Il apparaît que les stéroïdes sexuels sont éliminés après leur métabolisme dans les tissus. En effet, quelques jours après la fin des traitements, moins de 1% de la dose initiale de stéroïde demeure dans l'organisme du poisson (Rothbard et al., 1990 ; Piferrer and Donaldson, 1994). Il n'y aurait donc pas de risque à consommer des poissons traités aux stéroïdes exogènes quelques semaines seulement et qui vont devoir être mis en élevage pendant plusieurs mois après, avant d'atteindre une taille commercialisable. Bien que plus efficaces que les autres techniques de contrôle de la reproduction, les traitements hormonaux sont interdits dans certains pays comme la France et l'Angleterre en raison de la méconnaissance de l'effet des produits de dégradation des stéroïdes artificiels sur l'environnement ( in OUEDRAOGO, 2009).

## 2. Présentation de la ferme :

### 2.1. Situation géographique :

Située à 110 km au sud de la wilaya de Ghardaïa, Daïra de Mansoura, à 6 km du village Hassi Lefhal et à 800 m à l'Est de la route nationale N°1.

La ferme piscicole Ezzahra, pratiquant la pisciculture intensive, s'étend sur une superficie totale de 4 hectares.



Figure II.1 : Localisation de la ferme



Figure II.2 : Entrée de la ferme

La ferme Ezzahra est l'une des fermes qui a réussi l'intégration de la pisciculture à l'agriculture. Elle utilise l'eau provenant des bassins d'élevage riches en ammoniac pour irriguer les cultures maraichères et les céréales (superficie réservée pour la céréaliculture 30 ha et pour le maraichage 2 ha).



Figure II.3 : le pivot

## 2.2. Infrastructure :

Cette ferme piscicole possède un forage à haut débit, une écloserie, des bassins de pré-grossissement, des bassins de grossissement, un bassin de décantation, un bassin réservoir et un ensemble de servitude.

### 2.2.1. Le forage :

L'alimentation en eau est assurée par un forage de haut débit (150 L/s) sans pompage (2 bars de pression), d'une profondeur de 450m. Cette structure permet l'approvisionnement en eau de bonne qualité propice au développement du tilapia.

**Tableau II.1 :** Résultat d'analyse physico-chimique :

Paramètres	Résultats	Unités
pH	7.12	-
Oxygène dissous	5.6	Mg
Température	35	°C
Salinité	0.2	g/L
Turbidité	0.54	NTU



**Figure II.4 :** Tête du forage

### 2.2.2. L'écloserie :

L'écloserie de la ferme piscicole Ezzahra s'étend sur une surface de 1600 m<sup>2</sup>, elle est clôturée et possède deux entrées (fig II.5) : l'une donne accès à 6 bassins et l'autre à 26 bassins de dimensions différentes et 06 bassins à l'extérieur, soit au total 38 bassins en béton d'une hauteur de 1,20 m.

L'écloserie est composée de :

- Bassins de géniteurs
- Bassins de reproduction
- Bassins d'alevinage
- Une unité d'incubation.



**Figure II.5 :** Entrées de l'écloserie



**Figure II.6 :** vue globale de l'écloserie

#### 2.2.2.1. Bassins de géniteurs :

Il s'agit de bassins de stabulation pour les géniteurs prêts pour la reproduction.

Ces bassins sont au nombre de trois, un bassin pour les mâles et deux pour les femelles, dont le volume de chacun est de 20m<sup>3</sup>.



**Figure II.7 :** bassins de géniteurs

**2.2.2.2. Bassins de reproduction :**

Sont au nombre de dix, dont six bassins de 22 m<sup>3</sup> (4.7x 4.7 x 1 m) et quatre bassins de 30 m<sup>3</sup> (6 x 5 x 1 m).

Ces bassins doivent être bien préparés avant chaque mise en reproduction.



**Figure II.8 :** bassins de reproduction

**2.2.2.3. Bassins d'alevinage :**

Les larves issues de la reproduction sont mises dans 12 bassins de petites dimension (2,2 X 0,8 X 0,8 m) pour assurer leur bon suivi (traitement hormonal,...), jusqu'à atteindre la taille de 4,5 cm pour être transférées dans les bassins de pré-grossissement.



**Figure II.9 :** bassins d'alevinage



**Figure II.10 :** larves de tilapia

#### 2.2.2.4. Unité d'incubation :

Les œufs fécondés récupérés par crachage des bouches des femelles sont mis dans des incubateurs "bouteilles de Zoug" fabriqués au niveau de la ferme. Ce système facilite la récupération des larves après éclosion.



**Figure II.11** : dispositif de récupération de larves



**Figure II.12** : Récupération des larves

#### 2.2.3. Bassins de pré-grossissement :

Ces bassins reçoivent les juvéniles ayant atteint une taille suffisante pour entamer la phase de pré-grossissement.

L'unité de pré-grossissement dispose de sept bassins en terre en géomembrane de 110 m<sup>3</sup>, surélevés de 85 cm par rapport au niveau du sol pour un bon assec par gravité.

Les bassins ont une pente de 1,6 % pour faciliter l'écoulement de l'eau de l'amont vers l'aval (fig II.13). La digue de 2 m de large est très pratique pour les tâches courantes (alimentation, observation, traitements,...).

Ces bassins sont alimentés en eau de forage par des tuyaux dont le diamètre est de 60 mm et sont aérés par deux soufflantes.



**Figure II.13 :** Etang de pré-grossissement**2.2.4. Bassins de grossissement :**

Les juvéniles pré-grossis ayant atteint un poids moyen de 35g, sont transférés dans des bassins de grossissement.

Au nombre de sept, les bassins de grossissement sont beaucoup plus volumineux ( $1000 \text{ m}^3$ ) et mesurent  $117 \times 8 \times 1,5 \text{ m}$ , avec une légère pente de 0,75 % (fig II.14).

Après six mois d'élevage, les poissons atteignent la taille marchande correspondant à 400 g.

**Figure II.14 :** Etang de grossissement**Figure II.15 :** Tilapias en grossissement**2.2.5. Bassins de décantation :**

Il s'agit de deux bassins en béton de  $1250 \text{ m}^3$  chacun (fig II.16) qui reçoivent toutes les eaux d'élevage chargées en matières azotées. Toute cette masse d'eau est pompée pour irriguer le champ du blé à proximité via un pivot de 30 ha (intégration de la pisciculture à l'agriculture).

**Figure II.16 :** bassins de décantation**Figure II.17 :** canal d'évacuation

### 2.2.6. Bassin réservoir :

Le bassin réservoir est un bassin-secours en géomembrane de 2528 m<sup>3</sup> destiné à l'alimentation de l'écloserie en cas de nécessité. Il est largement surélevé par rapport à tous les autres bassins et il est soutenu par un mur en béton.



**Figure II.18** : Bassin réservoir



**Figure II.19** : canal de distribution

### 2.2.7. Ensemble de servitude :

Il possède un bloc technique, une base de vie, une unité de fabrication d'aliment et autres équipements.

#### 2.2.7.1. Bloc technique :

D'une surface totale de 250 m<sup>2</sup>, il abrite 3 compartiments : une unité de conditionnement du poisson, une salle de stockage d'aliment et un laboratoire.



**Figure II.20** : Bloc technique

- **Le laboratoire :**

D'une surface de 50 m<sup>2</sup>, il est destiné aux analyses physico-chimiques de l'eau, aux traitements des maladies, à la reproduction artificielle de certaines espèces telles que le poisson-chat et le poisson rouge.

Il est équipé d'aquariums de diverses dimensions, une table en inox pour les manipulations, une valise multi-paramètre, la verrerie, une balance et une loupe binoculaire.



**Figure II.21 :** laboratoire de la ferme

- **Unité de conditionnement :**

Elle est composée d'une chambre froide et d'une salle de transformation. La chambre froide, d'un volume de 150 m<sup>3</sup>, elle est montée en panneaux-sandwichs. Elle est destinée au stockage et à la conservation du poisson entier, transformé et destiné à la commercialisation.

La salle de transformation, d'une superficie de 50 m<sup>2</sup>, elle est équipée d'une table en inox, hachoir à viande, fabrique de glace, scie électrique et une balance électronique.



**Figure II.22 :** Scie électrique



**Figure II.23 :** Hachoir à viande



**Figure II.24 :** Fabrique de glace



**Figure II.25 :** Balance électronique

- **La salle de stockage d'aliment :**

Elle a une surface de 100 m<sup>2</sup> et une capacité de stockage de 250 tonnes d'aliment pour poissons. Lors de notre séjour dans la ferme, nous avons constaté que seulement les matières premières sont stockées à côté de l'unité de fabrication d'aliment. Par ailleurs la quantité d'aliment fabriquée est directement distribuée (fabrication quotidienne).



**Figure II.26 :** Aliment composé stocké

### **2.2.7.2. Base de vie :**

D'une surface totale de 200 m<sup>2</sup>, il est constitué d'un bloc administratif de 50 m<sup>2</sup>, d'une cuisine de 25 m<sup>2</sup>, d'un magasin de 25m<sup>2</sup> et de deux chambres du personnel de 25 m<sup>2</sup> chacune (fig II. 27).



**Figure II.27** : Base de vie

(a : Administration, b : Magasin, c : chambre du personnel)

### 2.2.7.3. Unité de fabrication d'aliment :

Cette unité est située dans un coin de la ferme. Elle est constituée de :

- une trémie : c'est un grand récipient en forme de pyramide renversée et muni d'un déversoir, où l'on met du grain à moudre.
- un broyeur à marteau
- un mélangeur vertical
- un broyeur à pierre



**Figure II.28** : Unité de fabrication d'aliment

(a : trémie, b : broyeur à marteau, c : mélangeur vertical, d : broyeur à pierre)

### 2.2.7.4. Autres équipement :

La ferme Ezzahra dispose de 9 soufflantes (dont 4 dans les étangs de pré-grossissement et 5 dans l'écloserie), d'un groupe électrogène et d'un surpresseur pour l'irrigation.

Elle dispose aussi de viviers pour le transport des alevins et poissons vivants, de camions frigorifiques pour des livraisons à chaque commande, d'une camionnette et d'un véhicule 4X4.



**Figure II.29** : soufflantes



**Figure II.30**: Surpresseur



**Figure II.31** : Camions frigorifiques



**Figure II.32** : Viviers

### **2.3. Alimentation en eau :**

L'approvisionnement en eau est assuré par un forage, dont le débit est de 150 L/s alimentant en circuit ouvert tous les bassins.

Le diamètre de la canalisation en sortie du forage qui alimente toute la ferme est de 200 mm.

#### **2.3.1. Circuit de l'eau :**

L'élevage dans la ferme Ezzahra se fait en circuit ouvert avec un renouvellement constant d'eau. L'alimentation se fait par une canalisation principale en P.V.C. de 200 mm de diamètre. Cette dernière est subdivisée en 3 autres canalisations de 110 mm de diamètre, deux pour les bassins de l'écloserie et une pour les étangs en terre en géomembrane. Le débit de l'eau peut être réglé en utilisant des vannes (fig II.33).

Des trop-pleins sont mis en place pour maintenir le niveau d'eau dans les bassins et étangs d'élevage. (fig II.34).



**Figure II.33 :** Vanne des étangs



**Figure II.34 :** trop-plein

Le vidange des bassins de l'écloserie est assurée par une canalisation de 60 mm de diamètre, ainsi, toute la masse d'eau évacuée est déversée dans le bassin de décantation par un caniveau de 50 cm de largeur et 40 cm de hauteur (fig II.35).



**Figure II.35 :** canal d'évacuation d'eau

2.3.2. Schémas de la circulation de l'eau :

➤ L'écloserie :

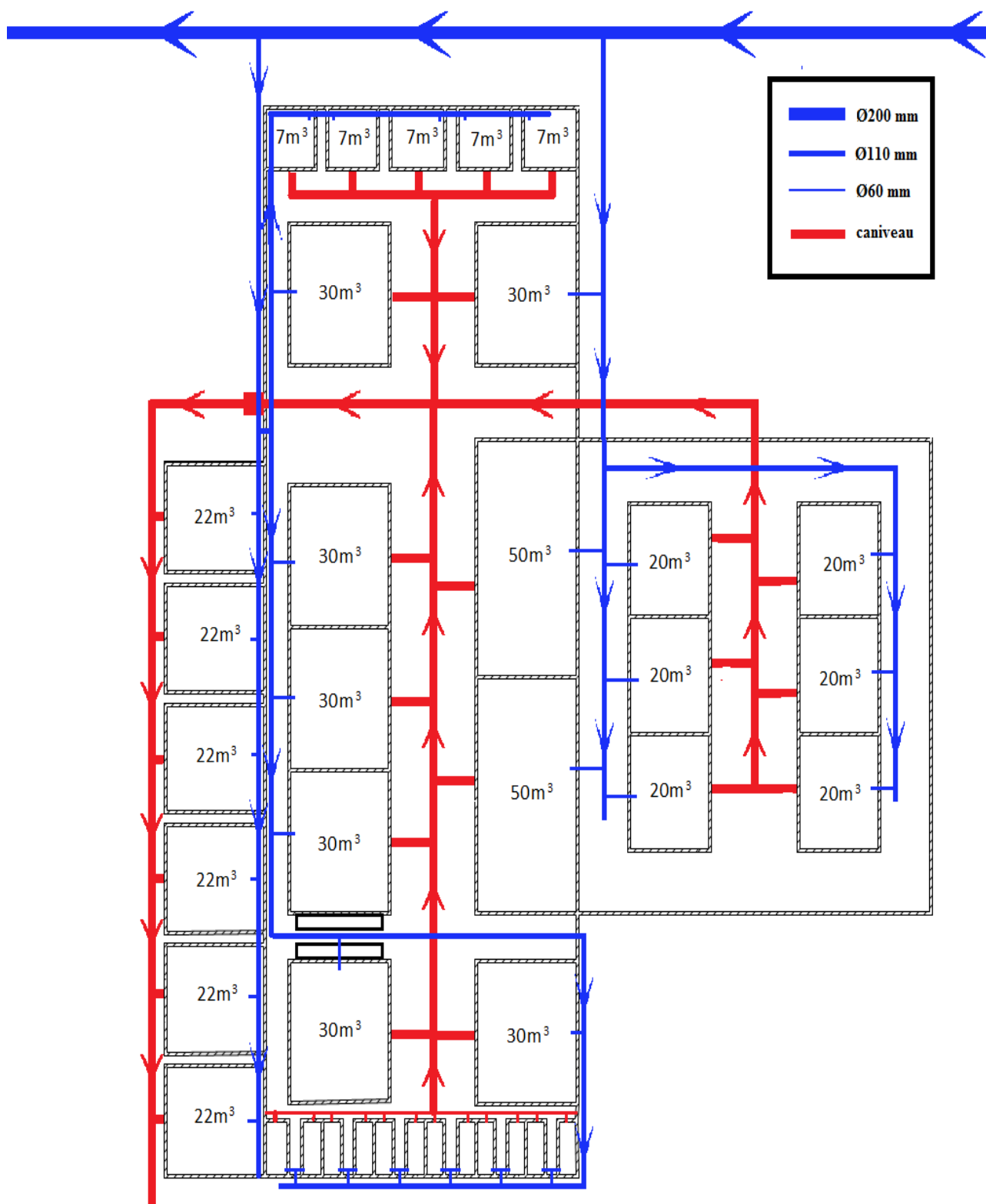
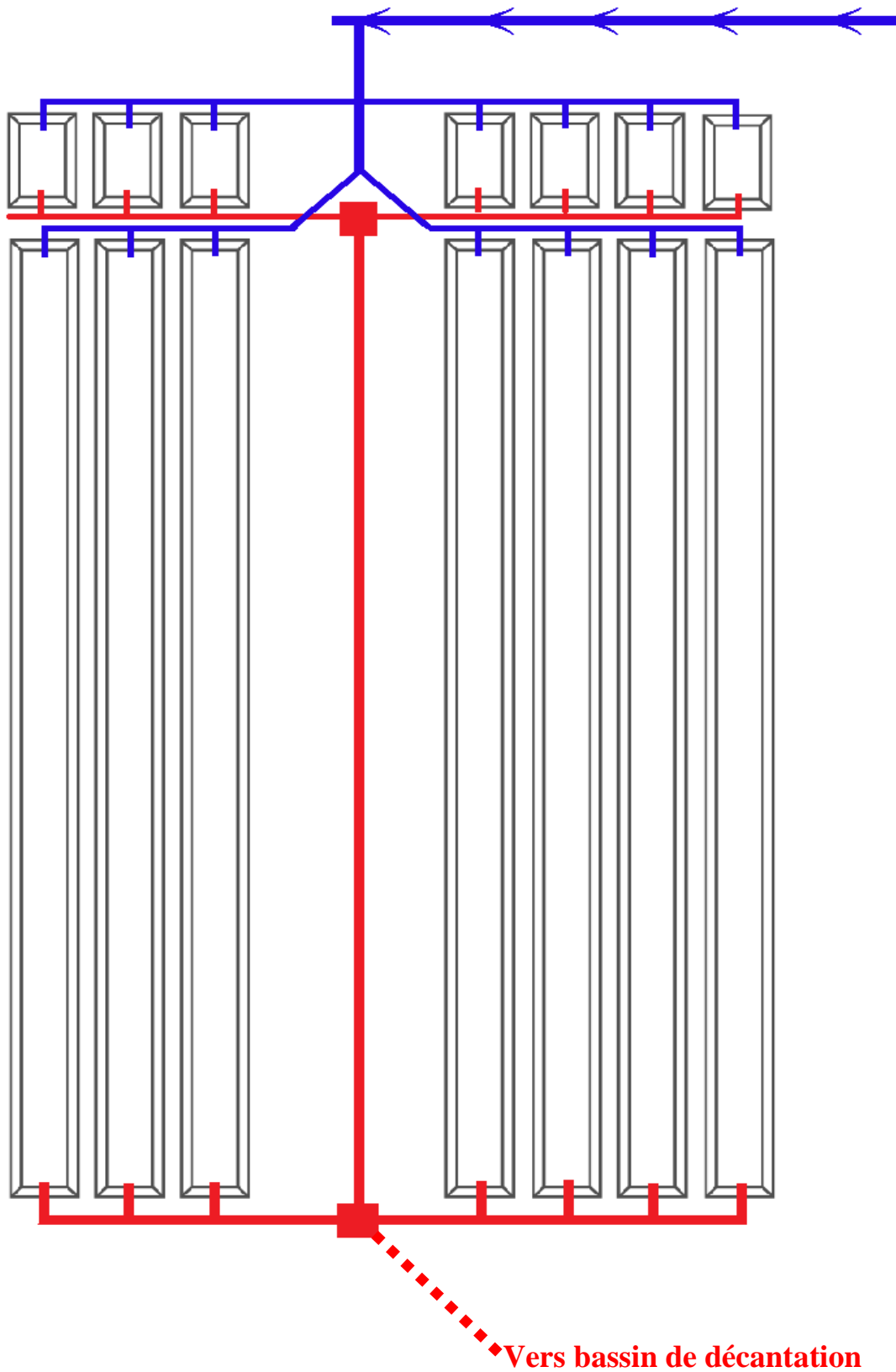


Figure II.36 : plan schématique de la circulation de l'eau dans l'écloserie

➤ Unité de pré-grossissement et de grossissement :

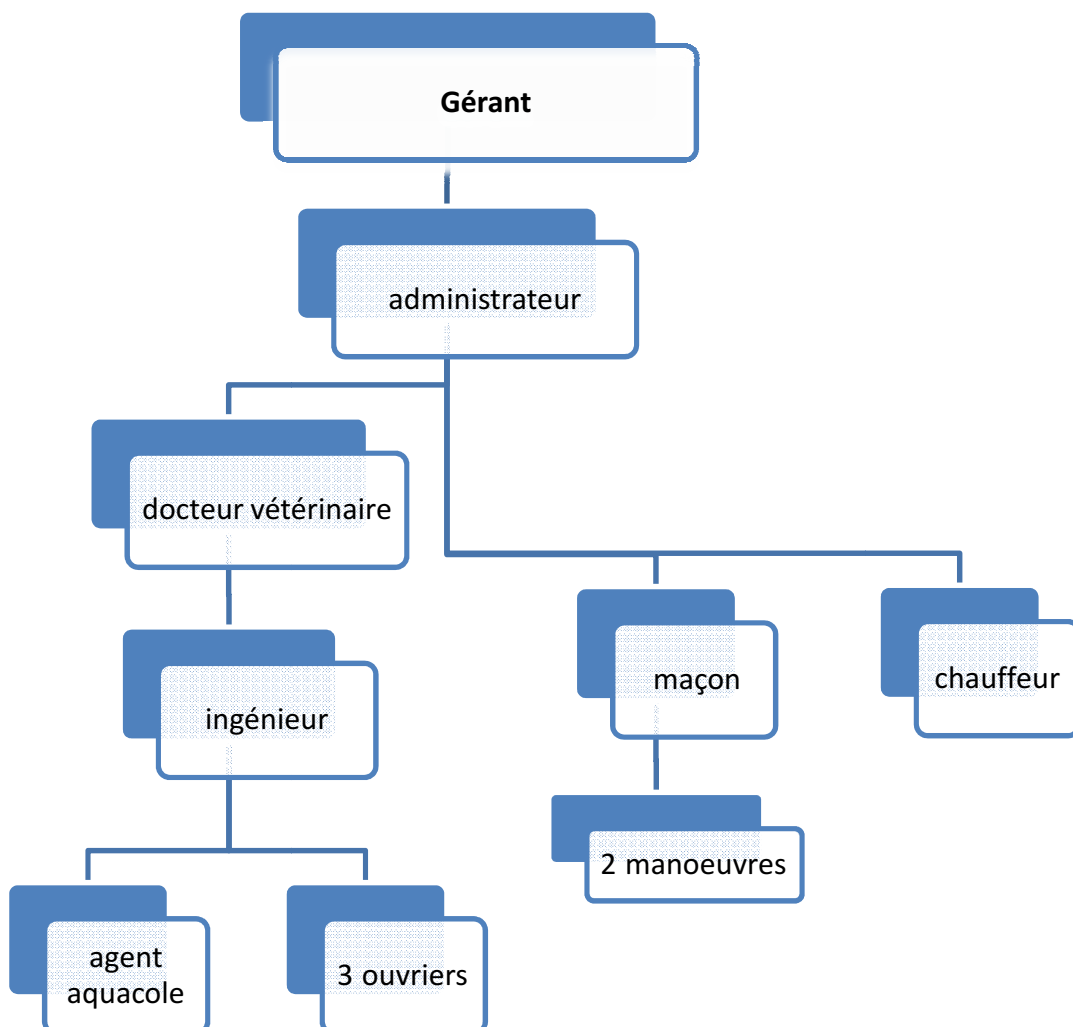


**Figure II.37** : plan schématique de la circulation de l'eau dans les étangs d'élevage

#### 2.4. Organigramme :

la ferme piscicole Ezzahra emploie :

- Un administrateur : chargé de la commercialisation et de la gestion financière de la ferme
- Un docteur vétérinaire spécialiste en aquaculture (superviseur technique)
- Un ingénieur en aquaculture
- Un agent aquacole
- Trois ouvriers
- Un maçon et deux manœuvres.



### 3. Matériel et méthodes :

#### 3.1. Objectif :

Notre objectif est de produire 150000 alevins monosexes du tilapia du Nil *O. niloticus*, traités par l'hormone masculinisante : la 17- $\alpha$ -méthyltestostérone.

Pour atteindre l'objectif, le nombre de bassins et de géniteurs nécessaires sont :

Sachant que la fécondité moyenne de tilapia *O. niloticus* au niveau de la ferme est de 200 larves par femelle (résultats obtenus au niveau de la ferme, 2010) et admettant que le taux de mortalité en phase d'alevinage est de 20% Donc le nombre de larves initial est de :

$$\begin{array}{l} 150000 \longrightarrow 80\% \\ \text{Mortalité} \longrightarrow 20\% \end{array} \left. \vphantom{\begin{array}{l} 150000 \\ \text{Mortalité} \end{array}} \right\} \text{Mortalité} = (150000 \times 20) / 80$$

$$\text{Mortalité} = 37500 \text{ larves}$$

- Le nombre initial de larves = objectif + mortalité

$$\text{Le nombre initial de larves} = 150000 + 37500$$

$$\text{Le nombre initial de larves} = 187500 \text{ larves}$$

- Le nombre de géniteurs femelles nécessaire pour avoir 187500 larves est calculé comme suit :

$$\text{Nombre de géniteurs} = \text{nombre initial de larves} / \text{fécondité moyenne}$$

$$= 187500 / 200$$

$$\text{Nombre de géniteurs femelles} = 937,5 \approx 938$$

- Sachant que le sex-ratio pour *O. niloticus* est de 1 mâle pour 3 femelles, nous avons donc :

$$\text{Nombre de géniteurs mâles} = \text{nombre de géniteurs femelles} / 3$$

$$= 938 / 3$$

$$\text{Nombre de géniteurs mâles} = 312,66 \approx 313$$

- Le nombre totale de géniteurs = nombre de géniteurs mâles + nombre de géniteurs femelles

$$\text{Le nombre totale de géniteurs} = 938 + 313 = 1251$$

- Le nombre de bassins nécessaires pour la mise en reproduction de ces géniteurs est déterminé en fonction de la densité de mise en charge qui est de 8 géniteurs / m<sup>2</sup> (FAO, 1989), donc nous avons :

$$\begin{aligned} \text{Surface totale} &= \text{nombre total des géniteurs} / \text{densité} \\ &= 1251 / 8 \\ &= 156 \text{ m}^2 \end{aligned}$$

Les bassins disponibles pour la reproduction ont une surface de 30m<sup>2</sup> chacun, donc le nombre de bassins nécessaire est :

$$\begin{aligned} \text{Nombre de bassins} &= \text{surface totale} / \text{surface du bassin} \\ &= 156 / 30 \end{aligned}$$

**Le nombre de bassins nécessaire ≈ 5**

**Tableau III.1** : synthèse de données

N° bassin	Surface (m <sup>2</sup> )	charge/ m <sup>2</sup>	Sex-ratio	Nombre de géniteurs		Fécondité moyenne	Nombre d'alevins
				mâles	femelles		
1	30	8	3 : 1	63	189	200	37800
2	30	8	3 : 1	63	189	200	37800
3	30	8	3 : 1	63	189	200	37800
4	30	8	3 : 1	63	189	200	37800
5	30	8	3 : 1	63	189	200	37800
<b>TOTAL</b>	<b>150</b>			<b>315</b>	<b>945</b>		<b>189000</b>

### 3.2. Technique de production d'alevins monosexes :

#### 3.2.1. Préparation des bassins :

Avant chaque mise en reproduction, tous les bassins doivent être nettoyés, chaulés et rincés.

##### 3.2.1.1. Le nettoyage :

Il permet d'éliminer toute la salissure se collant sur les parois internes des bassins, qui pourront éventuellement être une source d'une pathologie donnée.



**Figure III.1 :** nettoyage des bassins

##### 3.2.1.2. Le chaulage :

Les bassins doivent être mis en assec avant d'être chaulés. Le chaulage permet d'éliminer tous les germes pathogènes s'incrustant sur les parois des bassins, ainsi que la spirogyre qui est une algue verte d'eau douce, présente en grande quantité sous forme de filaments, ayant un effet néfaste sur les géniteurs et notamment les larves (consommation d'oxygène pendant la nuit,...).



**Figure III.2 :** préparation de la chaux



**Figure III.3 :** Chaulage des bassins

### 3.2.1.3. Le rinçage :

Le rinçage consiste à éliminer la chaux dissoute dans l'eau responsable de l'élévation du pH. Toute la masse d'eau doit être renouvelée plusieurs fois jusqu'à l'obtention d'une eau limpide avec un pH neutre.



**Figure III.4 :** bassin de reproduction préparé

### 3.2.2. Sélection des géniteurs :

Le stock de géniteurs de la ferme Ezzahra a été sélectionné à partir des étangs de grossissement de la production de l'année dernière et réparti après sexage manuel, dans des bassins de stockage de géniteurs dans l'écloserie, trois bassins pour les femelles et un bassin pour les mâles.

Les géniteurs ont été pêchés à l'aide d'un filet de petite maille (moustiquaire). A chaque prise, les géniteurs sont d'abord sexés, sélectionnés puis dénombrés.

#### Matériel utilisé :

- Un filet
- Une auge
- Deux bassines

Les géniteurs ont été sélectionnés selon les critères suivants :

- La morphologie : il faut que le géniteur ne présente aucune malformation ni anomalie, par exemple : bouche déformé, scoliose,...
- Absence de pathologie : tout sujet présentant une pathologie quelconque ne sera jamais sélectionné (exophtalmie, pourriture des nageoires, mycose,...)

- Maturité sexuelle :
  - ✓ Les mâles du tilapia sont généralement fluents à température adéquate (jet de laitance par un léger massage abdominal). Ils présentent une coloration rosâtre en dessous de la bouche.
  - ✓ Les femelles prêtes à la reproduction ont un abdomen gonflé et mou (ovaire plein) avec une papille génitale rougeâtre.



**Figure III.5 :** capture de géniteurs



**Figure III.6 :** sélection de géniteurs

### 3.2.3. Mise en reproduction :

Après avoir préparé les bassins de reproduction, nous y avons mis les géniteurs sélectionnés à raison de 8 géniteurs par  $m^2$  et un sex-ratio de 3 : 1 (63 mâles pour 189 femelles dans un bassin de  $30 m^3$ ).

La durée de mise en reproduction dépend de l'état de la maturité ovarienne des géniteurs femelles.

La première récolte des larves, après mise en charge des Raceway, est généralement effectuée entre le 11ème et le 34ème jour (Guerrero & Guerrero, 1988). Pour notre expérimentation, nous avons mis des géniteurs matures pendant 12 jours (SNOW *et al*, 1983).



**Figure III.7 :** dénombrement et mise de géniteurs

### 3.2.4. Récolte du frai :

#### 3.2.4.1. Matériel utilisé :

- Filet de petite maille (moustiquaire) pour la capture des géniteurs
- 4 auges, dont 1 pour la mise des géniteurs capturés et 3 pour y mettre :
  - ✓ Les mâles
  - ✓ Les femelles ayant pondu
  - ✓ Les femelles n'ayant pas pondu (prêtes pour le prochain cycle)
- Deux épuisettes, dont 1 pour la récolte des larves libérés des bouches des femelles par stress dans le bassin de reproduction et 1 pour la collecte des larves et les œufs crachés par les femelles dans l'auge de capture
- 3 seaux pour la mise des :
  - ✓ Œufs fécondés
  - ✓ Œufs embryonnés (œufs presque éclos)
  - ✓ Larves
- Une bassine pour la remise des géniteurs dans les bassins du repos sexuel.



**Figure III.8 :** auges de séparation



**Figure III.9 :** filet de capture

**3.2.4.2. Protocole :**

Cette opération nécessite au minimum trois personnes, deux pour la capture des géniteurs et un pour collecter les larves nageant en nuage dans le bassin.

A chaque prise de géniteurs, nous les avons mis dans l'auge de capture, les mâles (taille grande, coloration rosâtre, papille génitale protubérante en forme de cône) ont été les premiers à être transférés dans l'auge de séparation, ensuite les femelles après les avoir fait cracher les alevins et les œufs fécondés gardés dans leurs cavités bucco-pharyngiennes.

Les femelles n'ayant pas pondu (abdomen gonflé et papille génitale rosâtre) sont séparées des femelles qui ont pondu, pour une autre mise en reproduction.



**Figure III.10 :** séparation des géniteurs



**Figure III.11 :** collecte des larves crachées

Toutes les larves récupérées ont été transférés à l'aide d'un sceau dans les bassins d'alevinage pour entamer leur traitement hormonal. Tandis que les œufs récupérés ont été mis dans les bouteilles de Zoug pour être incubé et transféré ultérieurement dans les bassins d'alevinage.



**Figure III.12 :** Incubation des œufs  
(Bouteilles de Zoug)



**Figure III.13 :** mise des larves en alevinage

### 3.2.5. Estimation de la fécondité :

Pour estimer la fécondité absolue, nous avons pris un échantillon de 15 femelles, après les avoir pesées et mesurées, nous avons compté le nombre de leurs œufs crachés. En faisant la moyenne, le résultat obtenu et alors la fécondité moyenne.



**Figure III.14 :** œufs crachés

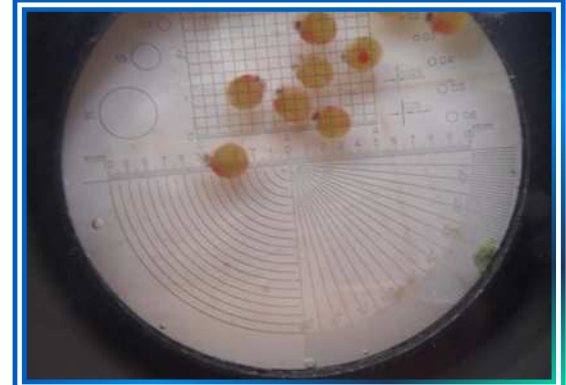


**Figure III.15 :** pesée des géniteurs femelles

Après le comptage, les œufs et les larves ont été mesurés à l'aide d'un micromètre.



**Figure III.16 :** comptage des œufs



**Figure III.17 :** mesure du diamètre des œufs

### 3.3. préparation d'aliment :

L'aliment distribué aux tilapias a été formulé au niveau de la ferme, il est composé de farine de déchet de poisson et d'aliment de volaille.



**Figure III.18 :** aliment de volaille



**Figure III.19 :** farine de déchet de poisson stockée

**a-** Aliment de volaille :

Il est composé de :

- Maïs
- Tourteaux de soja
- Issues de meunerie
- Matières grasses végétales
- Autres matières protéiques végétales
- Calcaire
- phosphate
- Sel
- Acides aminés
- Vitamines + oligo-éléments

**Origine :** usine de fabrication d'aliment de volaille, centre de Guerrouaou, Blida.

**b-** Farine de déchet de poissons :

Elle est faite à partir de déchet de transformation du thon.

**Origine :** unité de transformation du thon, Sidi Maarouf, Oran.

### 3.3.1. Aliment pour géniteurs :

Cet aliment contient 30% de la farine de déchet de poissons et 70% d'aliment de volaille.

- Le pesage : A l'aide d'une balance électronique, les composants ont été pesés en respectant les pourcentages.
- Le broyage : Le mélange a été mis dans la trémie, ensuite il a passé par le broyeur à marteau.
- Le mélange : A l'issue du broyeur à marteau, les composants ont été acheminés vers le mélangeur qui assure un bon mélange. Nous avons obtenu un aliment complet sec.
- Pressage : On a rajouté une quantité d'eau pour humidifier l'aliment, qui a été pressé à l'aide d'un hachoir à viande.
- Le séchage : l'aliment granulé issu de l'hachoir à viande a été séché à l'air libre.



**Figure III.20 :** trémie



**Figure III.21 :** Mélangeur vertical



**Figure III.22 :** pressage d'aliment



**Figure III.23 :** Séchage d'aliment granulé

### 3.3.2. Aliment hormoné :

#### Principe :

La fabrication d'aliment hormoné consiste à incorporer l'hormone stéroïde (17- $\alpha$ -méthyltestostérone) dans l'aliment.

Ce traitement peut être considéré comme une technique fiable et économiquement rentable (SHELTON et al, 1978; ROTHBARD et al, 1983; GUERRERO et GUERRERO, 1988). La production d'alevins monosexes doit être réalisée en conditions intensives en hapas, ou en bassins pour que les alevins ne puissent absorber que l'aliment hormoné.

#### Protocole : (FAO, 1989)

La préparation et l'administration de l'aliment sont décrits par Rothbard *et al.*, 1983 :

- Dissolution de 60 mg de 17  $\alpha$ -méthyltestostérone dans 0,7 l d'éthanol à 95% ;
- Mélange de la solution dans 1 kg d'aliment ;
- Évaporation de l'éthanol par séchage du mélange au soleil durant quelques heures ;
- Nourrissage des alevins à raison de 14% de leur poids par jour.

Pour notre expérimentation, nous avons procédé comme suit :

#### a- Préparation de l'aliment :

Mélange de 6 kg d'aliment de volaille avec 4 kg de farine de déchet de poissons après les avoir bien tamisé.



Figure III.24 : tamisage des composants



Figure III.25 : mélange des composants

**b- Préparation de la solution hormonale :**

L'hormone stéroïde masculinisante de synthèse qui a été utilisée pour notre expérimentation est la 17  $\alpha$ -méthyltestostérone.

L'hormone a été pesée à l'aide d'une microbalance de précision (bijouterie) dans une feuille de papier aluminium. La solution hormonale est obtenue en dissolvant 1g d'hormone dans 2 L d'éthanol à 96%.

Nous avons versé la solution dans le récipient contenant l'aliment en mélangeant, jusqu'à ce que l'aliment soit bien imbibé.



**Figure III.26 :** préparation de solution hormonale



**Figure III.27 :** incorporation de l'hormone

Le séchage du mélange doit être effectué à l'abri de la lumière et à l'air libre. Il faut de temps en temps remuer le mélange pour s'assurer de l'évaporation totale de l'éthanol.



**Figure III.28 :** séchage de l'aliment hormoné à l'air libre

### 3.4. Fréquence de nourrissage :

La fréquence de nourrissage des larves et des jeunes alevins de *O. niloticus* doit être au minimum de 4 fois par jour et idéalement de 8 fois/jour chez les "fingerlings" (JAUNCEY et ROSS, 1982; NEW, 1987 in FAO, 1989)

Selon ROTHBARD et al, 1983(in AIT-HAMOUDA, 2005), les alevins sont nourris à raison de 14% de leur poids par jour.

Pour notre expérimentation, les larves ont été nourries à partir du deuxième jour, 8 fois par jour et en ad libitum (à volonté) pour de multiples raisons, entre autres, absence de balance de précision et moulin (particules d'aliment inadaptées).

### 3.5. Condition d'élevage et suivi de la croissance :

#### 3.5.1. Conditions d'élevage :

Les paramètres d'élevage (température, oxygène, pH, salinité) ont été surveillés quotidiennement pendant la durée du traitement hormonal (21 jours). Ces paramètres ont été prélevés à l'aide d'un analyseur multi-paramètres.



**Figure III.29** : valise multi-paramètre

### 3.5.2. Suivi de la croissance :

Un échantillon de 31 poissons pris a a été prélevé chaque 15 jours pour contrôler la croissance. Chaque individu a été pesé à l'aide d'une balance de précision et mesuré à l'aide d'un ichtyomètre.



**Figure III.30** : contrôle du poids  
(Laboratoire ENSSMAL)



**Figure III.31** : contrôle de la taille

- **Indice de conversion :**

C'est le rapport entre le poids de l'aliment sec consommé et le gain de poids frais. Il est utilisé en aquaculture où il permet d'optimiser la ration par rapport à la croissance.

$$IC = \frac{\text{Quantité d'aliment ingéré (g)}}{\text{Gain de poids (g)}}$$

### 3.6. Récolte et sexage des poissons :

Après deux mois d'élevage (phase de prégrossissement), une récolte de tilapias traités est nécessaire pour le sexage.

L'échantillonnage a été fait à l'aide d'un filet de petite maille (moustiquaire). La capture des individus a été faite au hasard. Le sexage des alevins a porté sur un échantillon de 70 poissons traités.



**Figure III.32 :** échantillonnage

### 3.6.1. Sexage manuel :

Cette technique consiste à examiner la papille urogénitale pour dévoiler le sexe du poisson. Par cette méthode, un taux d'erreur est éventuel, pour cela une autre technique a été appliquée.



**Figure III.33 :** sexage manuel

### 3.6.2. Squash gonadique :

La technique du squash gonadique est un outil fiable dès que la différenciation sexuelle est suffisamment avancée. Elle peut donc être utilisée de façon précoce. En effet, la prévitellogenèse chez les femelles et l'apparition de lobules chez les mâles sont bien distinctes vers 45-50 jours post-fécondation (Baroiller, 1988). Ainsi les gonades, localisées dorsalement dans la cavité péritonéale et reliées à celui-ci par deux fins mésentères, sont isolées en écartant délicatement les

intestins à l'aide de pinces fines. Les ovaires apparaissent plus trapus alors que les testicules sont filiformes et occupent toute la longueur de la cavité.

Cette technique nous a permis de confirmer le sexe de nos poissons en cas de doute sur l'examen de la papille uro-génitale. Sinon, le sexage manuel est donc suffisant.



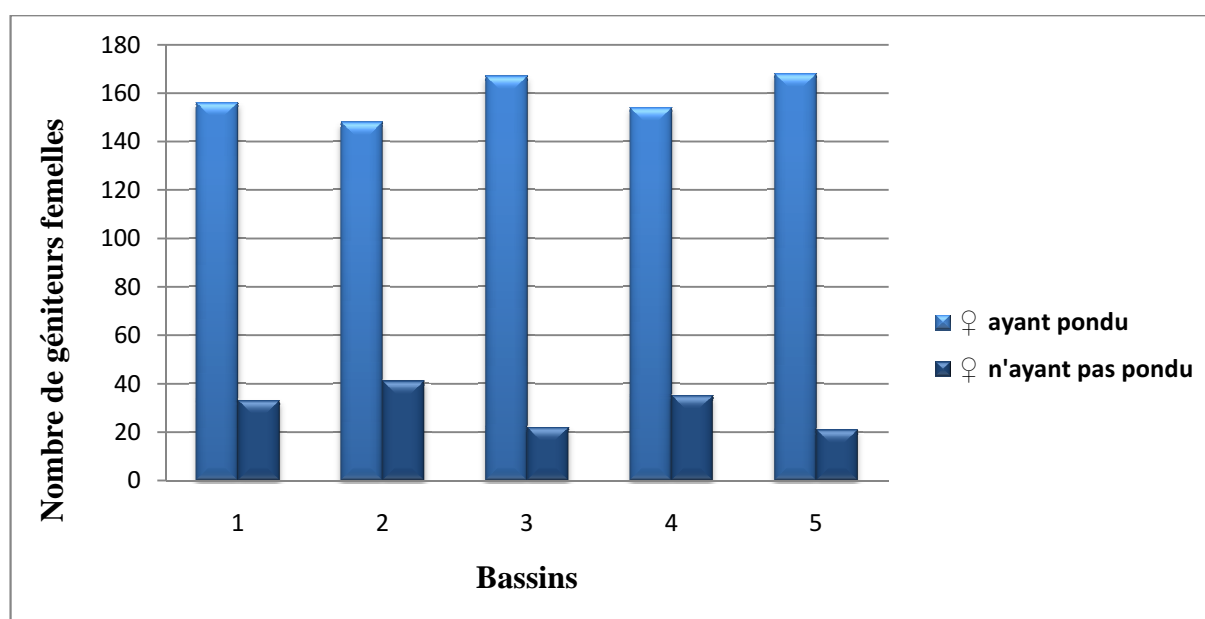
**Figure III.34 :** squash gonadique

## 4. Résultats et discussion

### 4.1. Production de larves :

**Tableau IV.1** : Résultats des pontes par bassins

N°	Volume (m <sup>3</sup> )	Nombre ♂	nombre ♀	♀ ayant pondu	♀ n'ayant pas pondu	♀ ayant pondu (%)
1	30	63	189	156	33	82.53
2	30	63	189	148	41	78.30
3	30	63	189	167	22	88.35
4	30	63	189	154	35	81.48
5	30	63	189	168	21	88.88
total		315	945	793	152	83.91



**Graphique IV.1** : Nombre de ponte par bassin

Lors de la récolte du frai, nous avons constaté que 16 % des femelles n'ayant pas pondu parmi toutes les femelles mises en reproduction dans les cinq bassins.

Ce résultat est considéré satisfaisant dans un élevage piscicole en intensif.

Il nous semblerait que la densité de mise en reproduction était élevée, raison pour laquelle, 16% des géniteurs femelles n'ont pas pondu.

En effet, SILVERA (1978) signale qu'une densité de 8 géniteurs/m<sup>2</sup>, conduit à des réductions notables de la production de larves. HUGHES et BEHREND (1983) recommandent également une densité de 5 géniteurs/m<sup>2</sup> (in FAO, 1989).

BAUTISTA (1987), ayant testé 3 densités de stockage de géniteurs (4, 7 et 10 ind/m<sup>2</sup>), signalent que les meilleures productions d'alevins sont obtenues avec une densité de 4 géniteurs/m<sup>2</sup> (in FAO, 1989).

En outre, nous pensons que la sélection de ces géniteurs femelles n'a pas été bien faite (maturité ovarienne).

#### 4.2. Etude de la fécondité :

**Tableau IV.2** : Détermination du nombre moyen d'œufs des géniteurs

N°	Poids (g)	Taille (cm)	Type de frai	Nombre
1	126	20,5	Œufs	575
2	63,5	17,2	Œufs	785
3	58,9	15,7	Œufs	692
4	173	22	Œufs	836
5	112	19,6	Œufs	473
6	109	20	Œufs	767
7	154	20,9	Œufs	842
8	61	16,4	Œufs	740
9	116	18,8	Œufs	764
10	143	21	Œufs	654
11	110	19,6	Œufs	620
12	132	20,4	Œufs	792
13	122,5	20	Œufs embryonnés	801
14	55	14,8	Œufs embryonnés	390
15	97	18	Œufs embryonnés	831
Moy	108,9	18,99		704

Le tableau ci-dessus montre la fécondité d'un échantillon de 15 femelles prises des 5 bassins de reproduction.

La fécondité absolue moyenne (nombre d'ovule par femelle par ponte) de cet échantillon est de  $704 \pm 137$  œufs pour une femelle de 108,9g.

Chez les tilapias la fécondité absolue augmente avec la taille des femelles. Chez *O. niloticus*, la fécondité absolue minimale observée est de 340 ovules pour une femelle de 26 g, la fécondité maximale de 3.500 ovules pour une femelle de 550 g (in Lazard et Legendre, 1996).

**Tableau IV.3 :** Détermination du nombre moyen de larves des géniteurs

N°	Poids (g)	Taille (cm)	Type de frai	Nombre
1	56,7	15	Larves	211
2	67	16	Larves	344
3	184	22,7	Larves	385
4	106	19	Larves	418
5	89,9	17	Larves	223
6	91,3	17,3	Larves	251
7	63,3	15,3	Larves	196
8	181,5	23,8	Larves	366
9	90,6	17	Larves	237
10	77,3	16,3	Larves	224
11	122	19,5	Larves	281
Moy	102,69	18,08		285

En revanche, la fécondité relative (exprimée en nombre d'œufs fécondés ou d'alevins produits par kilogramme de femelle) varie en sens inverse du poids moyen des femelles de tilapia. Ceci oblige, pour une production maximale d'alevins avec une même biomasse de géniteurs à conserver un nombre élevé de femelles de petite taille, d'environ 100 à 150 g chez *O. niloticus* (in Lazard et Legendre, 1996).

Le tableau IV.3 montre la production de larves de tilapia par femelle prises des 5 bassins de reproduction.

Nous constatons que le nombre moyen de larves viables est de  $285 \pm 78$  larves par géniteurs femelles. Cela veut dire que le taux de survie des œufs fécondés en phase d'incubation est de 40%.

#### Nombre de larves produites durant le cycle de reproduction :

$$\begin{aligned} \text{Nbre de larves produites} &= \text{Nbre de femelle ayant pondu} \times \text{Nbre moyen de larves viables} \\ &= 793 \times 285 \end{aligned}$$

**Le nombre de larves destinées au traitement = 226005**

La totalité des larves a subi le traitement hormonal de l'inversion sexuelle pendant 21 jours.

#### 4.3. Taux de mortalité

Il nous a été très difficile de déterminer un taux de mortalité dans l'élevage à grande échelle, vu la taille minuscule des larves qui se détériore rapidement. Dans les conditions expérimentales plusieurs auteurs signalent un taux de mortalité entre 20 et 30%.

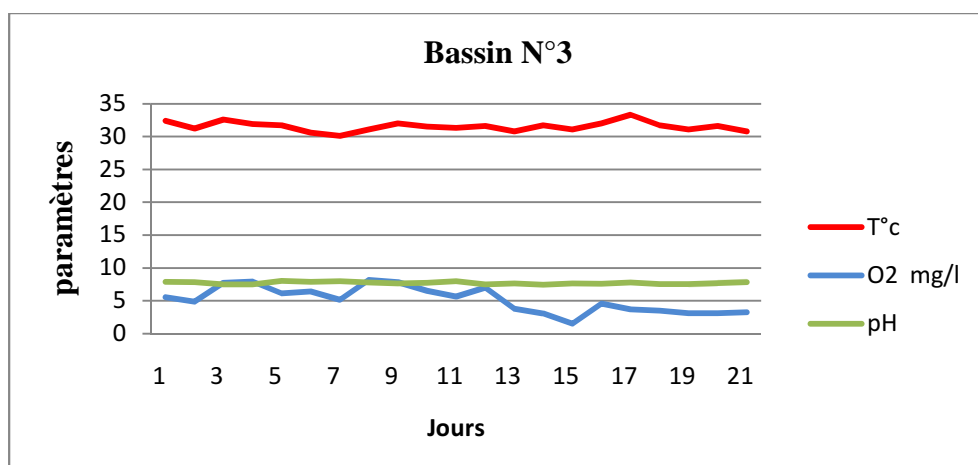
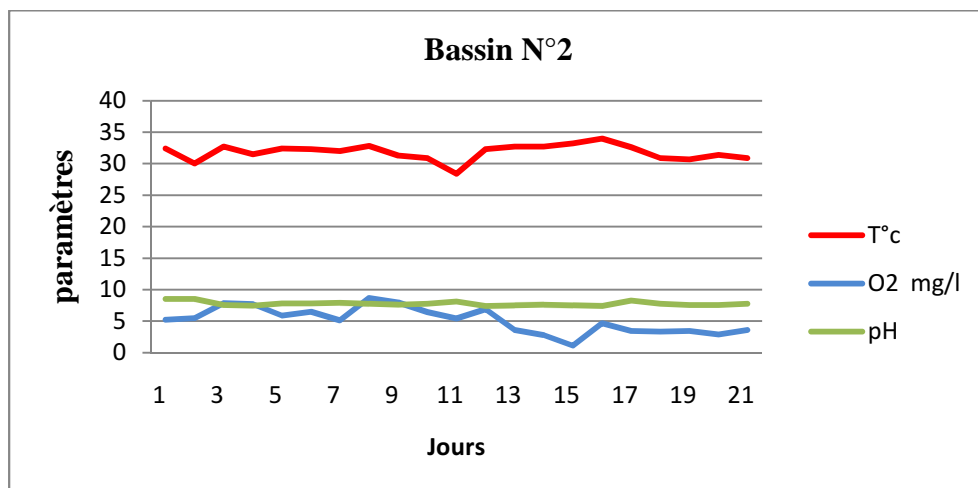
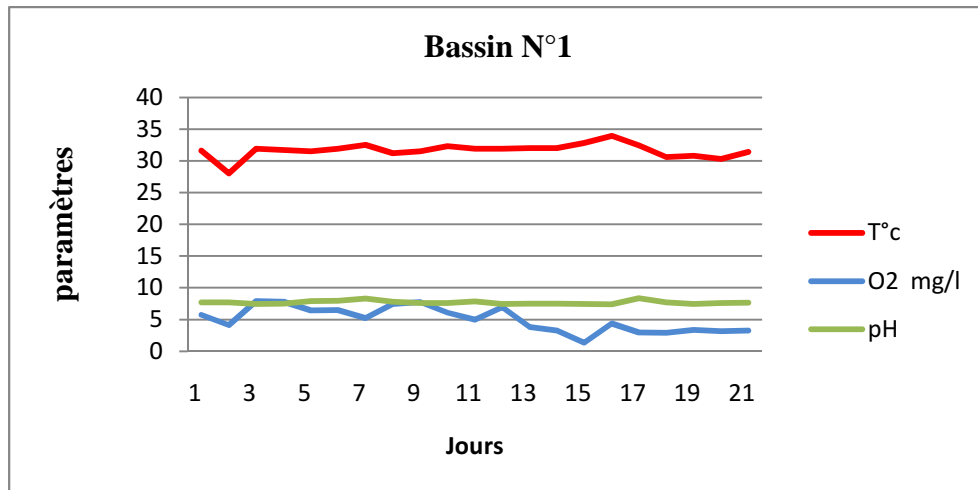
Cette mortalité est principalement due au cannibalisme et à l'agressivité reconnue du tilapia, car c'est au cours de la période d'alevinage que ce phénomène est le plus à craindre et que quelques larves mortes avaient les yeux perforés et le corps déchiqueté. Nos suppositions semblent être confirmées par Balarin & Haller, 1982; ils ont démontré qu'il arrive également que le cannibalisme apparaisse parmi les alevins d'une même ponte.

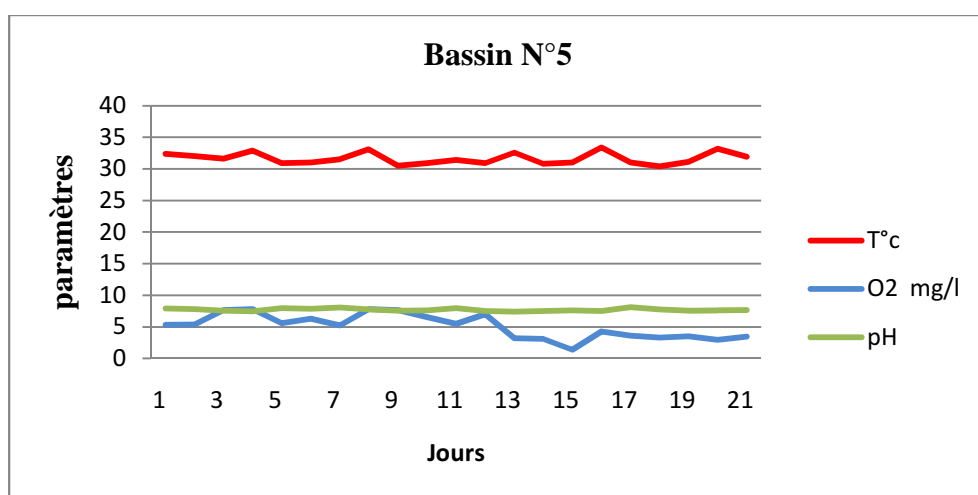
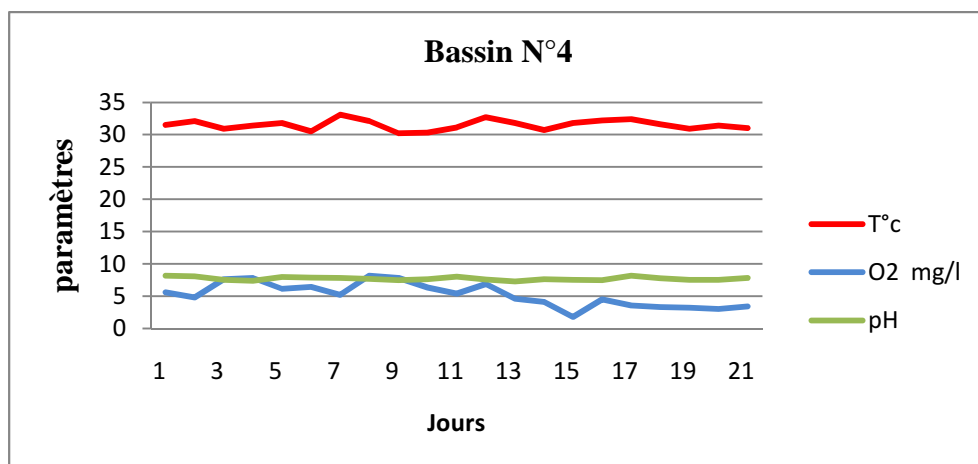
#### 4.4. Etude des paramètres physico-chimiques en phase d'alevinage :

N° Bassin / Paramètres	1	2	3	4	5
T°C	31,62±1,14	31,81±1,25	31,53±0,72	31,5±0,78	31,64±0,94
O2 mg/l	5,02±1,95	5,16±2,04	5,16±1,94	5,23±1,84	5,08±1,91
pH	7,69±0,27	7,78±0,33	7,71±0,18	7,72±0,25	7,70±0,2
Salinité ‰	0,2±0,00	0,2±0,00	0,2±0,00	0,2±0,00	0,2±0,00

**Tableau IV.4 :** paramètres physico-chimiques des bassins d'alevinage

Le tableau ci-dessus montre les valeurs moyennes des paramètres physico-chimiques des bassins d'alevinage durant la période du traitement hormonal (21 jours).





**Graphiques IV.2** : paramètres physico-chimiques dans les bassins d'alevinage

Les graphiques ci-dessus montrent l'évolution des paramètres physico-chimiques pendant la période du traitement hormonal (21 jours) dans les bassins d'alevinage.

La température moyenne des cinq bassins est autour de 31°C, la température a varié de 28 à 34°C. Cette hausse de température a été causée principalement par le climat chaud et le débit du renouvellement de l'eau.

D'après BALARIN et HALLER, 1982 et d'après DENZER, 1967, le niveau préféré pour la croissance du tilapia se situe entre 28 et 35°C (*in* FAO, 1989).

Quant à l'oxygène dissous, nous avons remarqué une grande fluctuation de ses teneurs. La moyenne étant autour de 5mg/l.

La plus basse valeur observée d'oxygène dissous est de 1.1mg/l (j15), cela est dû à plusieurs facteurs entre autres, la hausse de la température, un mauvais renouvellement de l'eau et la quantité d'aliment distribuée. Néanmoins, aucune mortalité massive n'a été remarquée, pour

y remédier, nous avons augmenté le débit du renouvellement d'eau des bassins. La teneur maximale relevée de l'oxygène dissous est de 8.7 mg/l.

Heureusement que *O. niloticus* résiste à la diminution de l'oxygène dissous jusqu'à une teneur de 1mg/l (MAGID et BABIKER, 1975, in FAO 1989).

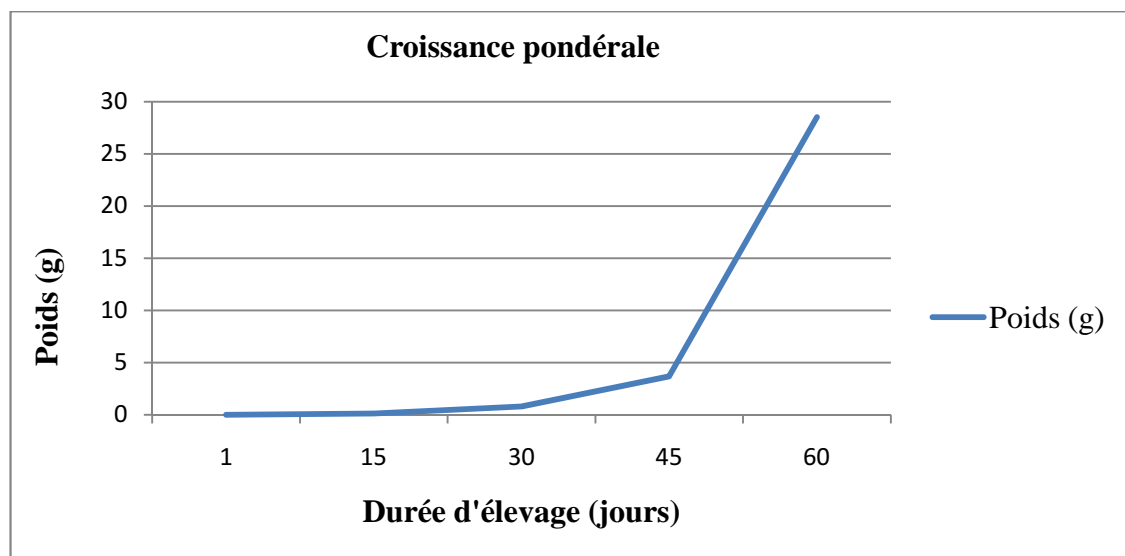
Concernant le pH, sa valeur était autour de 7 pendant la phase d'alevinage. La valeur maximale relevée est de 8.52 causée éventuellement par le développement du phytoplancton, les micro-algues ont tendance à augmenter le pH.

Les limites de tolérance du pH étant situées entre 5 et 11 (CHERVINSKI, 1982, in FAO, 1989, ARRIGNON, 1991).

La salinité est toujours constante 0.2‰, elle est propice pour le développement du tilapia.

De nombreuses études de terrain et de laboratoire (PULLIN et LOWE-McCONNEL, 1982; FISHELSON et YARON, 1983; PLISNIER et al, 1988; etc... in FAO, 1989) montrent que *O. niloticus* est une espèce relativement euryèce et eurytope adaptée à de larges variations des facteurs écologiques du milieu aquatique et colonisant des milieux extrêmement variés.

#### 4.5. Etude de la croissance :



Graphique IV.2 : Courbe de la croissance pondérale

La croissance pondérale dans les cinq bassins d'alevinage était homogène, parce que tous les alevins étaient dans les mêmes conditions d'élevage (densité, paramètres physico-chimiques, alimentation). Pour cela une seule courbe de croissance représente tout le cheptel (un seul lot).

Le graphique ci-dessus montre que la croissance pondérale a passé de 0.01g à  $28.51 \pm 8.87$ g en deux mois d'élevage.

Durant le premiers mois (phase d'alevinage), les alevins ont passé de 0.01g (post-éclosion) à 0.79g. Cette allure parait plus faible par rapport à celle du deuxième mois d'élevage.

Tous les alevins ont été transférés dans un même bassin de prégrossissement à la fin du premier mois d'élevage, où les alevins ont passé de 0.79g à 28.51g en l'espace d'un mois. Cette évolution de poids parait très intéressante en prégrossissement.

- **Indice de conversion :**

$$IC = \frac{\text{Quantité d'aliment ingéré (g)}}{\text{Gain de poids (g)}}$$

Nous avons le poids moyen des alevins de 15 jours et la quantité moyenne d'aliment distribuée pendant cette période.

$$IC = \frac{1240}{(0.11-0,01)*30000} = 0.4$$

On remarque que l'indice de conversion est très faible, cela s'explique par la présence d'une grande quantité de plancton (aliment exogène) dans les bassins d'alevinage.

Dans notre travail, le but n'est pas de déterminer l'indice de conversion pour juger l'efficacité d'un aliment mais pour avoir un indice utilisable dans la rentabilité de l'exploitation.

## 4.6. Taux d'inversion sexuelle :

Tableau IV.5 : Contrôle de poissons traités par l'hormone masculinisante

N°	Taille (cm)	poids (g)	sexe	N°	Taille (cm)	poids (g)	sexe
1	14,5	62	Mâle	36	11	27	Mâle
2	11,7	36	Mâle	37	10,1	22	Mâle
3	13	45	Mâle	38	10,7	25	Mâle
4	11	33	Mâle	39	9,5	18	Mâle
5	12,5	39	Mâle	40	10	23	Mâle
6	12	35	Mâle	41	10,3	22	Mâle
7	12,5	38	Mâle	42	12,5	36	Mâle
8	11	28	Mâle	43	10,9	27	Mâle
9	12,5	39	Mâle	44	10,6	26	Mâle
10	11	25	Mâle	45	12,2	36	Mâle
11	10,5	23	Mâle	46	11	27	Mâle
12	11,5	30	Mâle	47	10,3	23	Mâle
13	11,5	27	Mâle	48	11,1	25	Mâle
14	11	28	Mâle	49	10,9	25	Mâle
15	11	25	Mâle	50	10	23	Mâle
16	13,5	50	Mâle	51	10,2	22	Mâle
17	12	32	Mâle	52	12,5	41	Mâle
18	12	32	Mâle	53	10,8	25	Mâle
19	11,5	30	Mâle	54	10,8	25	Mâle
20	10,3	24	Mâle	55	11,2	28	Mâle
21	13	46	Mâle	56	9,9	19	Mâle
22	11	26	Mâle	57	11,1	30	Mâle
23	10	21	Mâle	58	9,8	21	Mâle
24	13	40	Mâle	59	11,6	32	Mâle
25	11,5	28	Mâle	60	9,9	21	Mâle
26	10	18	Mâle	61	11,9	34	Mâle
27	11,5	29	Mâle	62	11,2	28	Mâle
28	13	44	Mâle	63	10,3	24	Mâle
29	12	30	Mâle	64	9,9	19	Mâle
30	10,5	22	Mâle	65	12	33	Mâle
31	10	19	Mâle	66	12	29	Mâle
32	10	21	Mâle	67	9	15	Mâle
33	9,5	15	Mâle	68	11,5	29	Mâle
34	10,5	21	Mâle	69	10	18	Mâle
35	13	43	Mâle	70	9	14	Mâle

D'après le contrôle effectué (tableau IV.4) sur un échantillon de 70 poissons, on relève un taux de réussite de 100% sur cet échantillon.

Nos résultats sont conformes aux résultats de plusieurs auteurs, qui ont effectivement obtenu une efficacité de 100 % chez des tilapias avec ce type de traitement, malgré une grande hétérogénéité des conditions expérimentales. (Shelton et al., 1978 ; Johnstone et al., 1983, Goudie et al., 1986a et b *in* Baroiller et Jalabert, 1989).

---

## Conclusion

---

Dans le but de résoudre les problèmes de conduite d'élevage pour le tilapia *O. niloticus* dû à la différence de croissance entre les mâles et les femelles au niveau de la ferme piscicole Ezzahra à la wilaya de Ghardaïa. Un essai de conversion sexuelle a été réalisé en utilisant l'hormone masculinisante la 17 $\alpha$  méthyltestostérone. L'effectif total de larves produites (226005 larves) a subi un traitement hormonal pendant 21 jours, le contrôle de l'efficacité du traitement a été effectué sur 70 poissons pré-grossis. Un taux de réussite de 100 % a été obtenu.

La méthode d'inversion sexuelle à base d'hormone se révèle plus efficace et plus facile à mettre en œuvre que les autres méthodes d'élevage monosexé, à savoir, le sexage manuel et l'hybridation interspécifique.

Le stage effectué nous a permis de :

- Renforcer nos capacités techniques en matière d'élevage piscicole ;
  - ✓ Connaissance de la biologie du tilapia *O. niloticus*
  - ✓ Maîtrise de la reproduction du tilapia
  - ✓ Maîtrise de technique de préparation des aliments
  - ✓ Maîtrise des techniques d'inversion sexuelles
- Obtenir des données très intéressantes en termes d'élevage du tilapia en milieu saharien ;
- Connaitre la réalité du terrain :
  - ✓ Conditions de travail dures (hébergement, restauration)
  - ✓ Relation de travail contradictoire entre le personnel qui engendre des difficultés de gestion de l'exploitation.

Vue les caractéristiques biologiques et écologiques de l'espèce *O. niloticus*, cette dernière est appelée à se développer dans les zones sahariennes.

Ce travail mérite d'être continué et complété dans le futur.

---

## BIBLIOGRAPHIE

---

**AÏT-HAMOUDA I., 2005.** Contribution à l'étude de l'inversion sexuelle chez une espèce de poisson d'eau douce : tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Mémoire Ing. d'état, I.S.M.A.L.(Alger)* : 58 p.

**ARRIGNON J., 1991.** Aménagement piscicole des eaux douces. *Lavoisier, Technique documentations, Paris, 537 p*

**BALARIN J. D. et HATTON J. D., 1979.** Tilapia: A guide to their biology and culture in Africa. *Unit of Aqua. Pathobio., Stirling University: 174 p.*

**BALARIN J. D. et HALLER R. D., 1982 -** The intensive culture of Tilapia in tanks, raceways and cages. *In: Muir & Roberts (eds). Recent Advances in Aquaculture, vol. 1, London, 219p.*

**BAROILLER J. F., 1988.** Etude corrélée de l'apparition des critères morphologiques de la différenciation de la gonade et de ses potentialités stéroïdogènes chez *Oreochromis niloticus*. *Ph. D. dissertation, University Pierre et Marie Curie, Paris.*

**BAROILLER J. F. et JALABERT B., 1989.** Contribution of research in reproductive physiology to the culture of Tilapias. *in Aquat. Living Resour. (2): 105-116.*

**BAROILLER J. F. et TOGUYENI A., 1996.** Comparaison des effets d'un stéroïde naturel, la 11  $\alpha$ -Hydroxy-androsténédione (11  $\alpha$ -OH-A4) et d'un androgène de synthèse, la 17  $\alpha$ -Méthyltestostérone (17  $\alpha$ -MT) sur le sex-ratio chez *Oreochromis niloticus*. *In : Pullin & Lazard (eds). Third International Symposium on Tilapia in aquaculture, nov. 1991, Côte d'Ivoire. ICLARM Conf. Proc. (41) : 261-269.*

**CAMPBELL N.A.,1995.** Biologie, *De Boeck Université, Bruxelles.*

**ECHIKH F., KHALI M<sup>ed</sup> K. et BOUKETE K.,2006.** Formulation, fabrication et essai d'un aliment composé pour tilapia. *Mémoire Ing. d'état, I.S.M.A.L.(Alger) : 59 p.*

**FAO, 1989.** Les méthodes de production d'alevins de *Tilapia nilotica*. *ADCP/REP/89/46* : 120 p.[ <http://www.fao.org/docrep/t8655f/t8655f00.HTM> ]

**GUERRERO R.D. et GUERRERO L.A., 1988.** Feasibility of commercial production of sex-reversal Nile tilapia fingerlings in the Philippines, 183-186. *In: R.S.V. Pullin et al: The Second International Symposium on tilapia in Aquaculture. ICLARM Conference Proceedings 15, 623p.*

**Guillaume J.C., Kaushik S., Bergot P. et Métailler R., 1999.** Nutrition et alimentation des poissons et des crustacés. *Inra, Paris – Ifremer, Issy les Moulineaux (co Eds), 489p.*

**HAMMADI O. et SMAIL S., 2010.** Impact de la température d'élevage sur le développement larvaire et le déterminisme sexuel d'*Oreochromis niloticus*. *Mémoire Ing. d'état, E.N.S.S.M.A.L (Alger) : 49 p.*

**LAZARD J., 1980.** Le développement de la pisciculture intensive en Côte d'Ivoire. Exemple de la ferme piscicole pilote de Natio-Kobadara. *Notes et Documents sur la pêche et la pisciculture, (21) : 1-44.*

**LAZARD J., JALABERT B. et DOUDET T., 1991.**L'aquaculture des tilapias : du développement à la recherche. Centre technique forestier tropical, département du C.I.R.A.D, France :113p

**LAZARD J. et M. LEGENDRE., 1996.** La reproduction spontanée du tilapia : une chance ou un handicap pour le développement de l'aquaculture africaine? p. 82-98. *in R.S.V, Pullin, J. Lazard, M. Legendre, J.B. AmonKothias et D. Pauly (éds.) Le Troisième Symposium International sur le , Tilapia en Aquaculture. ICLARM. Conf. Proe. 41, 630 p.*

**LAZARD J.,2007.** LE TILAPIA -Nutrition. *In*  
(<http://aquatrop.cirad.fr/content/download/1691/9561/file/AFSSA%20tilapias.pdf>) :5p

**MALCOLM C., BEVERIDJE H. et McANDREW B. J., 2000.** Tilapias: biology and exploitation. *Institute of aquaculture. University of stirling, Scotland. Kluwer Academic Publishers: 185 p*

**MAMBRINI, M. et GUILLAUME, J., 1999.** Nutrition protéique. *In : Guillaume, J., Kaushik, S.J., Bergot, P. & Métailler, R. (Eds) Nutrition et alimentation des poissons et des crustacés. Collections Du Labo au Terrain. Éditions INRA, Paris, France.*

**MEYER; D. E. et R.O. SMITHERMAN. 1996.** Croissance, survie et sexe ratio chez *Oreochromis urolepis hornorum, O. niloticus* et leurs hybrides traités à la 17 $\alpha$ -méthytestostérone, p. 123-129. *In R.S.V. Pullin, J. Lazard, M. Legendre, J.B. Amon Kothias et D. Pauly (éds.) Le Troisième Symposium International sur le Ti/apia en Aquaculture. CLARM Conf. Proe. 41*

**MOREAU J., 1979 -** Biologie et évolution des peuplements de Cichlides introduits dans les lacs malgaches d'altitude. *Thèse de Doctorat d'Etat n°38, Institut Polytechnique de Toulouse : 301 p.*

**OUEDRAOGO C.R.N., 2009.** Inversion hormonale du sexe par la méthyltestostérone et l'ethynyloestradiol chez le Tilapia *Oreochromis niloticus*. *Mémoire d'études approfondies, C.I.R.D.E.S(Burkina Faso) :55 p*

**PHILIPPART, J.C1. et RUWET, J.C., 1982.** Ecology and distribution of tilapias. *In: The biology and culture of tilapias (Pullin et Lowe Mc Connell, Eds.). ICLARM Conférence Proceedings, 7, Manila, Philippines, 15-59p.*

**PULLIN R.S.V. et LOWE Me CONNEL R.H., 1982.** The biology and culture of tilapias. *ICLARM Conference Proceedings, 7 Manila, Philippines, 432p.*

**PULLIN R.S.V., LAZARD J., M. LEGENDRE, J.B., AMON KOTHIAS et D. PAULY, EDITEURS 1996.** Le troisième symposium international sur le tilapia en. aquaculture. *ICLARM Conf. Proc: 41, 630 p.*

**ROTHBARD S., SOLNIK E., SHABBATH S., AMADO R. et GRABIE I., 1983.** The technology of mass production of hormonally sex-inversed ail-male tilapias, 425-434. *In: Fishelson, L. et Yaron, S. Eds, The First International Symposium on Tilapia in Aquaculture, Nazareth, Israel May 8-13, 1983, Tel Aviv University, 624p.*

**SHELTON W.L., HOPKINS K.D. et JENSEN G.L., 1978.** Use of hormones to produce monosex Tilapia for aquaculture. *In: Smithennan R.O., Shelton W.L. and Grover J.H. (Eds), Culture of Exotic Fishes. Symp. Proc. Fish Culture Section, American Fisheries Soc., Auburn, Alabama, 10-33p.*

**SNOW J.R., BERRIOS-HERNANDEZ J.M. et YE H.Y., 1983.** A modular System for producing tilapia seed using simple facilities, 402-413. *In: Fishelson, L. et Yaron, S. Eds, The First International Symposium on Tilapia in Aquaculture, Nazareth, Israel May 8-13, 1983, Tel Aviv University, 624p.*

**TREWAVAS E., 1983.** Tilapias: Taxonomy and Speciation. *In : Pullin & Maclean (eds). Second International Symposium on Tilapia in aquaculture, march 1987, Thailand ICLARM conf. Proc., (15) : 3-13.*

---



---

## Annexes

---



---

### Annexe 1 : Les paramètres physico-chimiques des bassins d'alevinage

Bassin N° 1				Bassin N° 2			
Jours	T°C	O <sub>2</sub> mg/l	pH	Jours	T°C	O <sub>2</sub> mg/l	pH
1	31,6	5,73	7,72	1	32,4	5,24	8,52
2	28	4,11	7,72	2	30	5,5	8,51
3	31,9	7,92	7,46	3	32,7	7,88	7,55
4	31,7	7,79	7,48	4	31,5	7,73	7,47
5	31,5	6,46	7,92	5	32,4	5,88	7,82
6	31,9	6,5	7,93	6	32,3	6,49	7,84
7	32,5	5,21	8,3	7	32	5,15	7,92
8	31,2	7,47	7,81	8	32,8	8,7	7,79
9	31,5	7,74	7,59	9	31,3	7,99	7,62
10	32,3	6,08	7,58	10	30,9	6,47	7,75
11	31,9	4,98	7,86	11	28,4	5,44	8,11
12	31,9	6,92	7,44	12	32,3	6,91	7,4
13	32	3,84	7,48	13	32,7	3,59	7,5
14	32	3,26	7,5	14	32,7	2,78	7,61
15	32,8	1,35	7,46	15	33,2	1,1	7,5
16	33,9	4,36	7,42	16	34	4,68	7,4
17	32,4	2,97	8,37	17	32,6	3,45	8,3
18	30,6	2,89	7,69	18	30,9	3,34	7,77
19	30,8	3,34	7,46	19	30,7	3,44	7,56
20	30,3	3,16	7,59	20	31,4	2,9	7,55
21	31,4	3,28	7,65	21	30,9	3,61	7,79

Bassin N° 3				Bassin N° 4			
Jours	T°C	O <sub>2</sub> mg/l	pH	Jours	T°C	O <sub>2</sub> mg/l	pH
1	32,4	5,56	7,89	1	31,5	5,6	8,16
2	31,2	4,86	7,81	2	32,1	4,8	8,06
3	32,6	7,71	7,51	3	30,9	7,65	7,56
4	31,9	7,92	7,47	4	31,4	7,81	7,41
5	31,7	6,11	8,01	5	31,8	6,15	7,96
6	30,6	6,42	7,87	6	30,5	6,46	7,89
7	30,1	5,17	7,96	7	33,1	5,19	7,85
8	31,1	8,15	7,79	8	32,1	8,2	7,67
9	32	7,84	7,63	9	30,2	7,85	7,5
10	31,5	6,5	7,71	10	30,3	6,34	7,62
11	31,3	5,65	7,98	11	31,1	5,41	8,03
12	31,6	7,02	7,5	12	32,7	6,88	7,58
13	30,8	3,79	7,65	13	31,8	4,6	7,31
14	31,7	3,04	7,42	14	30,7	4,12	7,64
15	31,1	1,52	7,63	15	31,8	1,78	7,53
16	32	4,58	7,59	16	32,2	4,52	7,51
17	33,3	3,68	7,79	17	32,4	3,56	8,16
18	31,7	3,5	7,56	18	31,6	3,31	7,76
19	31,1	3,1	7,53	19	30,9	3,21	7,52
20	31,6	3,1	7,69	20	31,4	3,05	7,53
21	30,8	3,24	7,84	21	31	3,42	7,81

<b>Bassin N° 5</b>			
<b>Jours</b>	<b>T°C</b>	<b>O<sub>2</sub> mg/l</b>	<b>pH</b>
1	32,4	5,33	7,9
2	32	5,41	7,8
3	31,6	7,65	7,54
4	32,9	7,8	7,45
5	30,9	5,6	7,95
6	31	6,3	7,89
7	31,5	5,23	8,05
8	33,1	7,8	7,75
9	30,5	7,68	7,57
10	30,9	6,54	7,63
11	31,4	5,5	7,95
12	30,9	7,03	7,5
13	32,6	3,23	7,42
14	30,8	3,12	7,52
15	31	1,4	7,64
16	33,4	4,27	7,5
17	31	3,61	8,1
18	30,4	3,3	7,78
19	31,1	3,51	7,56
20	33,2	2,96	7,6
21	31,9	3,45	7,69

## Annexe 2 : Les résultats d'analyses physico-chimiques de l'eau de forage

### ETABLISSEMENT PUBLIC DE PRODUCTION DE GESTION ET DISTRIBUTION D'EAU- GHARDAIA

Siege social: Rue Maamar ROUANI-B.P.02-GHARDAIA.  
Tél: (029) 88.04.28 - (029) 88.05.06 - Fax : (029) 88.81.22.

DIRECTION GENERALE  
LABORATOIRE CENTRAL  
LC 46/38/04

GHARDAIA le : 27/12/2004.

Forage oued Hmaïd  
HASSTI FHEL " GHARDAIA "

### RESULTATS D'ANALYSES CHIMIQUES

DESIGNATION	RESULTATS	UNITE
PH	7.32	-
Oxygène dissous	5.6	mg/l
Degré de saturation	77	%
Potentiel redox	314	mv
Température	16.1	°C
Conductivité 25 °c	751	µs/cm
Salinité	0.2	-
TDS	511	mg/l
Turbidité	0.54	NTU
Dureté total (T.H)	198.4	mg/l de ca co <sub>3</sub>
TAC	98	mg/l de ca co <sub>3</sub>
Chlorure Cl <sup>-</sup>	102.95	mg/l
Calcium Ca <sup>2+</sup>	55.07	mg/l
Magnésium Mg <sup>2+</sup>	14.82	mg/l
Potassium K <sup>+</sup>	6	mg/l
Sodium Na <sup>+</sup>	90	mg/l
Nitrite NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>	0	mg/l
Ammonium NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	0	mg/l
Résidu Sec à 105 °C	352	mg/l
Résidu Sec à 525°C		mg/l



