

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل
Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement
du Littoral



Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme
d'Ingénieur en Sciences de la Mer
Option : Gestion aquacole

Thème :

**Maîtrise et suivi de la reproduction naturelle contrôlée du tilapia
rouge (*Oreochromis sp.*)**

Présenté par :

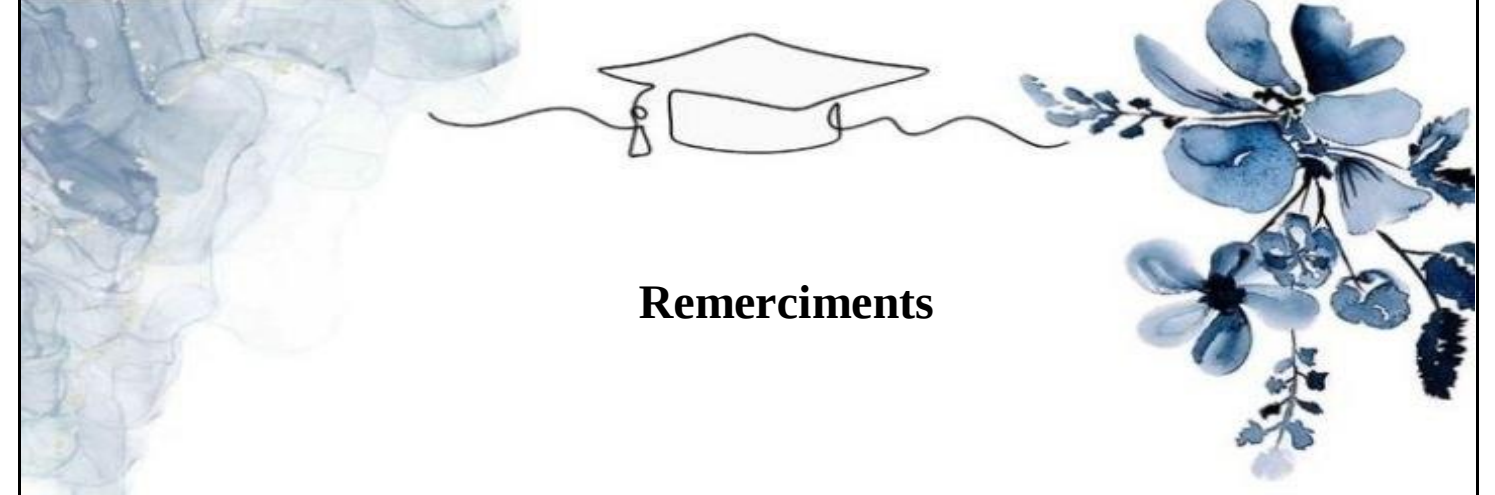
BAGHDALI Lamis

MOHAMMED BAKIR Linda

Soutenu le 21/06/2026 devant le jury composé de :

Mme Maouel Dj.	Maître de conférences	ENSSMAL	Présidente
M. Dilmi A.	Maître assistant	ENSSMAL	Examineur
M. AIT SAIDI A.	Maître de conférences	ENSSMAL	Promoteur
Mme BOUSSEKRA R.	Ingénieur - DTP	ONDPA	Co-promotrice

Année universitaire : 2025-2026



Remerciments

Avant tout, nous remercions Allah le Tout-Puissant de nous avoir accordé la force, la patience et la persévérance nécessaires pour mener ce travail à son terme.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à notre promoteur, Monsieur Aït Saïdi Adel, pour son encadrement, sa disponibilité, ses précieux conseils et son accompagnement tout au long de la réalisation de ce mémoire. Son soutien et ses orientations ont été d'une grande importance pour l'aboutissement de ce travail.

Nous adressons également nos sincères remerciements à notre co-promotrice, Madame Boussekra Rima, pour son aide, ses encouragements, sa disponibilité ainsi que pour l'opportunité qu'elle nous a offerte d'effectuer notre stage pratique au sein de la ferme aquacole de l'ONDPA.

Nous remercions la ferme aquacole de l'ONDPA pour son accueil et pour nous avoir permis d'acquérir une expérience pratique enrichissante, contribuant ainsi à l'approfondissement de nos connaissances dans le domaine de l'aquaculture.

Nos remerciements les plus sincères vont également à Monsieur Noureddine, ingénieur de laboratoire à l'ENSSMAL, pour son aide précieuse, sa disponibilité et son accompagnement lors de la réalisation des analyses effectuées dans les laboratoires de l'école.

Nous exprimons également notre reconnaissance à l'ensemble des enseignants de l'ENSSMAL, qui ont contribué à notre formation et nous ont transmis leurs connaissances tout au long de notre parcours universitaire.

Nous remercions chaleureusement les membres du jury :

Mme MAOUEL Djamila ,Présidente du jury,

M. DILMI Ammar Examineur,

pour l'honneur qu'ils nous font en acceptant d'évaluer ce mémoire et pour l'intérêt qu'ils portent à notre travail.

Enfin, nous adressons nos sincères remerciements à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce mémoire.

À tous, nous exprimons notre profonde gratitude et nos plus vifs remerciements.





﴿وَآخِرُ دَعْوَاهُمْ أَنِ الْحَمْدُ لِلَّهِ رَبِّ الْعَالَمِينَ﴾

Dédicace

Aujourd'hui, en achevant ce travail qui représente des années d'efforts, de patience et de persévérance, je souhaite le dédier aux personnes qui ont illuminé mon chemin par leur amour, leur soutien et leur présence.

À moi-même et à ma chère binôme,

pour notre courage, notre persévérance et tous les efforts déployés afin d'atteindre cet objectif. Que cette réussite soit le début de nombreuses autres.

À ma très chère maman, Leila,

à toi qui occupes la plus grande place dans mon cœur. Merci pour ton amour infini, ta tendresse, tes sacrifices et tes prières qui m'ont accompagnée à chaque étape de ma vie. Tu as toujours cru en moi, même lorsque je doutais de mes capacités. Ton bonheur a toujours été une motivation pour avancer et réussir. Que Dieu te protège et te garde longtemps à mes côtés.

À mon père, Khaled

merci pour tous les efforts que tu as consentis afin de m'offrir les meilleures conditions pour réussir. Tes conseils, ton soutien et ta présence ont été d'une grande valeur tout au long de mon parcours.

À mes chers frères, Rachid et Walid,

merci pour votre affection, vos encouragements et tous les moments partagés. Je vous souhaite tout le bonheur et la réussite que vous méritez.

À mes chères sœurs, Alaa et Nesrine,

vous êtes mes complices, mes confidentes et une source de joie dans ma vie. Merci pour votre amour, votre soutien et votre présence dans les moments les plus importants.

À ma chère amie Amina,

ainsi qu'à toutes mes amies proches, merci d'avoir partagé avec moi les joies, les difficultés et les souvenirs qui ont marqué ces années universitaires. Votre amitié est un trésor précieux.

À mes collègues de promotion, particulièrement Zoubida,

et à tous ceux avec qui j'ai partagé cette aventure universitaire, merci pour l'entraide, les échanges et les beaux souvenirs que nous garderons de ces années.

À toutes les personnes qui me sont chères,

qui ont cru en moi, m'ont encouragée et soutenue de près ou de loin je dédie ce travail avec toute mon affection et ma gratitude.

Lamis



﴿وَآخِرُ دَعْوَاهُمْ أَنِ الْحَمْدُ لِلَّهِ رَبِّ الْعَالَمِينَ﴾

Dédicace

Avec une profonde émotion, une immense gratitude et beaucoup d'amour, je dédie ce modeste travail, fruit de plusieurs années d'efforts et de sacrifices, à tous ceux qui m'ont soutenue tout au long de mon parcours.

À moi-même et à ma chère binôme,

pour notre détermination, notre persévérance et tous les efforts consentis afin d'atteindre cet objectif. Que ce travail soit le reflet de notre engagement et le début d'un avenir rempli de réussite.

À mon père, Abd El Kader,

mon premier soutien, mon modèle de courage et de sacrifice. Merci d'avoir toujours cru en moi et de m'avoir soutenue tout au long de ce parcours. Aucun mot ne pourra exprimer l'amour et le respect que je te porte. Que Dieu te préserve et te récompense pour tout ce que tu as fait pour moi.

À ma mère, Zohra,

ma lumière, mon refuge et mon plus grand trésor. Merci pour ton amour inconditionnel, tes prières sincères, ta tendresse et ton soutien de chaque instant. Derrière chacune de mes réussites se cachent tes sacrifices et ton affection sans limite. Que Dieu te garde auprès de nous et te comble de bonheur.

À mes chères sœurs, Maria, Karima, Aïcha et Fatiha,

vous êtes une partie de mon âme et l'un des plus beaux cadeaux que la vie m'a offerts. Merci pour votre amour, votre présence et votre soutien. Les mots ne suffiront jamais à exprimer toute l'affection que je vous porte. Que Dieu vous garde et vous comble de bonheur.

À ma sœur Karima, à son époux Hocine ainsi qu'à leurs enfants Lahcen, Élina et Amir,

avec toute mon affection. Un merci particulier à Hocine, qui a toujours été pour moi comme un frère, par sa générosité, sa présence et son soutien dans les moments où j'en avais besoin.

À mon cher mari, Aïssa,

les mots me semblent insuffisants pour te remercier. Malgré la distance qui nous sépare, tu as toujours été présent à mes côtés. Merci pour ta patience, ta confiance, tes encouragements et ton amour sincère. Tu as été un pilier essentiel tout au long de ce parcours, et cette réussite porte aussi une part de toi.

À ma belle-famille,

merci pour votre affection et votre bienveillance. Une pensée particulière à mon beau-père Belmhal, ma belle-mère Khadidja, mes beaux-frères Mohamed, Tahar et Sid Ahmed, Chahra, Kamilia ainsi qu'aux enfants Ritel, Chahine, Nada et Djawed.

À mes très chères amies Wassila, Taoues, Aya et Mériem,

merci d'avoir été cette famille de cœur loin de ma famille. Votre soutien et nos souvenirs partagés resteront à jamais gravés dans mon cœur.

À mes collègues, mes amis et à toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à mon parcours,

je vous adresse ma sincère gratitude.

Linda

Table des matières

Remerciments.....	II
Dédicace	III
Liste des abréviations.....	VII
Liste des tableaux.....	IX
Liste des figures	X
INTRODUCTION GÉNÉRALE	1
I. Généralités	3
I.1 Présentation et biologie d'Oreochromis sp.	4
I.1.1 Systématique et taxonomie.....	4
I.1.2 Caractéristiques morphologiques.....	1
I.1.3 Anatomie et physiologie de l'appareil reproducteur	4
I.1.4 Répartition géographique	8
I.1.5 Exigences écologiques	10
I.1.6 Régime alimentaire et croissance.....	12
I.2 La reproduction naturelle d'Oreochromis sp	15
I.2.1 Maturité sexuelle et comportement reproductif.....	15
I.2.2 Contrôle endocrinien de la reproduction	18
I.2.3 Stress et impact sur la reproduction	20
I.3 Maîtrise de la reproduction en écloserie	21
I.3.1 Intérêt du contrôle de la reproduction	21
I.3.2 Sélection et conditionnement des géniteurs.....	22
I.3.3 Rôle des paramètres environnementaux dans la stimulation reproductrice.....	23
I.3.4 Détection des femelles incubatrice et collecte des alevins	24
I.3.5 Induction hormonale :	25
II. Matériels et méthodes	27
II.1 Site expérimental et période d'étude	28
II.1.1 Présentation de la structure d'accueil.....	28
II.1.2 Période et durée du suivi expérimental	29
II.2 Matériel expérimental	30
II.2.1 Équipements de l'écloserie	30
II.2.2 Matériel biologique : géniteurs utilisés	35
II.3 Sexage des géniteurs	38
II.3.1 Constitution des lots et sex-ratio.....	38
II.4 Étude des appareils reproducteurs par dissection.....	39

II.5	Étude comparative entre le tilapia rouge et le tilapia du Nil.....	39
II.5.1	Mise en place du dispositif comparatif	39
II.6	Conditions d'élevage et paramètres environnementaux.....	40
II.6.1	Suivi et analyses des paramètres de l'eau	40
II.7	Alimentation des géniteurs	47
II.8	Surveillance sanitaire et gestion des géniteurs.....	47
II.8.1	Protocole de surveillance sanitaire quotidienne.....	47
II.8.2	Gestion des cas pathologiques	48
II.8.3	Renouvellement des géniteurs	49
II.9	Protocole de reproduction en conditions contrôlées.....	49
II.9.1	Détection des femelles incubatrices	49
II.9.2	Méthodes de récolte des larves et des alevins.....	50
II.9.3	Dénombrement, pesée et transfert des larves et alevins récoltés	51
II.9.4	Élevage des larves et alevins après récolte	52
III.	Résultats et discussion	54
III.1	Paramètres physico-chimiques et microbiologiques de l'eau	55
III.1.1	Température de l'eau	55
III.1.2	pH, oxygène dissous, salinité et composés azotés	55
III.1.3	Analyses microbiologiques	56
III.2	La dissection	57
III.3	Suivi de la reproduction	58
III.3.1	Taille des géniteurs	59
III.3.2	Comportement des géniteurs	59
III.3.3	Développement des œufs	60
III.3.4	Récolte des alevins	60
III.4	Incidents observés après le transfert des alevins	62
III.4.1	Problèmes comportementaux : cannibalisme	62
III.5	Résultats de l'étude comparative entre le tilapia rouge et le tilapia du Nil	63
III.6	Surveillance sanitaire et gestion des géniteurs.....	64
III.6.1	Cas pathologiques enregistrés	64
III.6.2	Mortalités et remplacements effectués.....	64
III.6.3	Suivi de l'état sanitaire des géniteurs.....	65
	Conclusion.....	68
	Recommandations.....	69
	Références bibliographiques.....	70

Liste des abréviations

ONDPA	Office National de Développement et de Production Aquacole
ENSSMAL	École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral
CNRDPA	Centre National de Recherche et Développement de la Pêche et de l'Aquaculture
FAO	Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture
WoRMS	World Register of Marine Species
IGS	Indice Gonado-Somatique
HHG	Axe Hypothalamo-Hypophyso-Gonadique
GnRH	Gonadotropin-Releasing Hormone
GnRHa	Analogue de la GnRH (ou sGnRHa : analogue saumonidé)
FSH	Hormone Folliculo-Stimulante (Follicle-Stimulating Hormone)
LH	Hormone Lutéinisante (Luteinizing Hormone)
hCG	Gonadotrophine Chorionique Humaine (Human Chorionic Gonadotropin)
EPC	Extrait de Pituitaire de Carpe
TTC	Chlorure de Triphényltétrazolium
H ₂ S	Sulfure d'hydrogène
NH ₃	Ammoniaque non ionisé
NH ₄	Ion ammonium
NO ₂ ⁻	Nitrites
NO ₃ ⁻	Nitrates
TDS	Total Dissolved Solids (solides dissous totaux)
TL / Lt	Total Length / Longueur totale
SL	Standard Length (longueur standard)
Wt / Pt	Poids total
OBT	Orbital diameter (diamètre orbitaire)
DFL	Dorsal Fin Length (longueur nageoire dorsale)
CFL	Caudal Fin Length (longueur nageoire caudale)
PFL	Pectoral Fin Length (longueur nageoire pectorale)
PVFL	Pelvic Fin Length (longueur nageoire pelvienne)
AFL	Anal Fin Length (longueur nageoire anale)
NTU	Nephelometric Turbidity Unit (unité de turbidité néphélométrique)
UFC	Unités Formant Colonies
SFB	Sélénite Faible en Bases (bouillon d'enrichissement pour Salmonella)

SS	Salmonella-Shigella (milieu d'isolement)
EPA	Eau Peptonée Alcaline
TCBS	Thiosulfate-Citrate-Bile-Saccharose (milieu pour Vibrio)
BEA	Bile-Esculine-Azoture
sp.	species (hybride interspécifique, statut taxonomique non défini)
♀ / ♂	Femelle / Mâle
1M:3F	Sex-ratio 1 mâle pour 3 femelles
%	Pourcentage
°C	Degré Celsius
mg/L	Milligrammes par litre

Liste des tableaux

Table 1Caractères distinctifs des quatre genres de Tilapiini. Sources : Trewavas (1980, 1983) ; Paugy et al. (2004).	5
Table 2 Position systématique d'Oreochromis niloticus selon WoRMS	6
Table 3Position systématique du tilapia rouge (Oreochromis sp.) selon WoRMS. Sources : WoRMS Editorial Board (2026) ; Mohamad et al. (2021) pour le statut hybride	8
Table 4Principales souches commerciales de tilapia rouge	11
Table 5Caractéristiques morphologiques des six stades de développement testiculaire chez O. niloticus. Source : Pèlèbè et al. (2017).....	7
Table 6Caractéristiques morphologiques des six stades de développement ovocytaire chez O. niloticus. Source : Agbohessi (2014, cité dans Pèlèbè et al., 2017).	7
Table 7Seuils des principaux paramètres physicochimiques pour l'élevage du tilapia rouge (Oreochromis sp.) Sources : Lazard et al. (1990) ; Lacroix (2004) ; Malcolm et al. (2000) ; Ross (2000) ; Belaribi (2018) ; Amal & Zamri-Saad (2011).	10
Table 8Besoins en protéines brutes et tailles des granulés recommandés selon le stade de développement du tilapia. Source : d'après Jauncey & Ross (1982) ; Macintosh & De Silva (1984) ; Wee & Tuan (1988).	13
Table 9Phases du cycle de reproduction des tilapias après mise en charge dans les bassins de ponte. Source : d'après Rothbard et al. (1983).	17
Table 10Principales étapes du développement embryonnaire et larvaire chez le tilapia rouge en conditions d'écloserie ($T^{\circ} \approx 27^{\circ}C$). Source : d'après Boukhriss (2018) ; Lacroix (2004) ; Mélard (2014).	18
Table 11Répartition et caractéristiques des bassins de la serre aquacole de la ferme ONDPA de Douaouda-Mazafran.	30
Table 12Le poids et la longueur totale des géniteurs sélectionnés.....	37
Table 13Résultats des analyses physico-chimiques de l'eau aux trois points de prélèvement de la ferme ONDPA de Douaouda-Mazafran (14 mai 2026).	55
Table 14Résultats des analyses microbiologiques de l'eau aux trois points de prélèvement de la ferme ONDPA de Douaouda-Mazafran (14 mai 2026).....	56

Liste des figures

Figure 1Vue latérale d'Oreochromis niloticus (Linnaeus, 1758). (Source : Stiassny, M.L.J., in Froese & Pauly, 2024)	65
Figure 2Vue latérale du tilapia rouge (Oreochromis sp.) — Source personnelle (2026).	9
Figure 3Paramètres morphométriques mesurés chez Oreochromis niloticus, applicables au genre Oreochromis sp. (Source : Mwanja et al., 2016).	2
Figure 4Dimorphisme sexuel par la papille génitale chez Oreochromis sp. : femelle (A) et mâle (B). Source personnelle (2026) ; schémas d'après Adjanke (2011).....	3
Figure 5Schéma simplifié de l'ovogenèse chez les vertébrés (ovogonie diploïde → ovocyte I → ovocyte II → ovule haploïde). Source : Valente (2008, modifié par Pèlèbè et al., 2017).	Error! Bookmark not defined.
Figure 6Introductions mondiales du tilapia du Nil (Oreochromis niloticus). Source : CABI Invasive Species Compendium, in El-Sayed & Fitzsimmons (2023).	9
Figure 7Femelle de tilapia rouge (Oreochromis sp.) en phase d'incubation buccale, bouche ouverte révélant les œufs. Source personnelle (2026).....	16
Figure 8Schéma simplifié de l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique (HHG) chez les téléostéens. Source personnelle, d'après Zohar et al. (2010) et Legendre & Lévêque (1996).	20
Figure 9Vue satellitaire de la ferme aquacole ONDPA de Douaouda-Mazafran, wilaya de Tipaza. Source personnelle (2026).	28
Figure 10Vue extérieur de la serre aquacole de la ferme ONDPA de Douaouda-Mazafran. Source personnelle (2026).....	29
Figure 11Bassins de reproduction (a) et bassins de pré-grossissement et stockage (b) de la serre aquacole de la ferme ONDPA de Douaouda-Mazafran. Source personnelle (2026).	Error! Bookmark not defined.
Figure 12Équipements des bassins de la serre aquacole : système de réchauffement par serpentin (a), diffuseur d'oxygène (b) et système d'alimentation en eau (c). Source personnelle (2026).	32
Figure 13Matériel de capture : salabre utilisé pour les géniteurs (a) et épuisette à mailles fines utilisée pour les alevins (b). Source personnelle (2026).	Error! Bookmark not defined.

Figure 14Seaux et récipients utilisés pour le maintien et le transfert temporaire des poissons. Source personnelle (2026).....	33
Figure 15Tamis de différentes mailles utilisés pour le tri des alevins par classe de taille. Source personnelle (2026).....	34
Figure 16Balance utilisées pour les contrôles biométriques des géniteurs. Source personnelle (2026).	34
Figure 17TDS-mètre utilisé pour le suivi quotidien des paramètres physico-chimiques de l'eau. Source personnelle (2026).....	35
Figure 18Sélection des géniteurs de tilapia rouge dans les bassins de la ferme aquacole d'Aïn Defla. Source personnelle (2026).	36
Figure 19Géniteur de tilapia rouge (<i>Oreochromis</i> sp.) sélectionné pour le protocole de reproduction. Source personnelle (2026).	37
Figure 20Mesure des paramètres physico-chimiques à l'aide du TDS-mètre au niveau des bassins d'élevage. Source personnelle (2026).....	40
Figure 21Prélèvement des échantillons d'eau au niveau des bassins de la ferme ONDPA de Douaouda-Mazafran. Source personnelle (2026).	41
Figure 22pH-mètre inoLab pH 7110 utilisé pour la mesure du pH. Source personnelle (2026).	42
Figure 23Conductimètre inoLab Cond 7110 utilisé pour la mesure de la conductivité et de la salinité. Source personnelle (2026).	42
Figure 24Oxymètre inoLab Oxi 7310 utilisé pour la mesure de l'oxygène dissous. Source personnelle (2026).....	43
Figure 25Turbidimètre portable Lovibond TB 300 IR utilisé pour la mesure de la turbidité. Source personnelle (2026).....	43
Figure 26Rampe de filtration sur membrane utilisée pour le dénombrement des micro-organismes. Source personnelle (2026).	44
Figure 27Boîtes de Petri sur milieu Tergitol 7 après incubation pour la recherche des coliformes totaux et fécaux. Source personnelle (2026).	44
Figure 28Boîtes de Petri sur milieu Slanetz et Bartley pour la recherche des streptocoques fécaux. Source personnelle (2026).	45

Figure 29 Boîtes de Petri sur milieu Chapman pour la recherche de <i>Staphylococcus</i> spp. Source personnelle (2026).....	45
Figure 30 Flacons de SFB utilisés pour l'enrichissement sélectif dans la recherche de <i>Salmonella</i> spp. Source personnelle (2026).	46
Figure 31 Flacons d'EPA et tubes à essai utilisés pour l'enrichissement sélectif dans la recherche de <i>Vibrio</i> spp. Source personnelle (2026).....	47
Figure 32 Différents aliments commerciaux utilisés selon les stades de développement du tilapia rouge : (a) aliment des alevins de stade 1 ; (b) aliment des juvéniles ; (c) aliment des pré-géniteurs ; (d) aliment des géniteurs. Source : personnelle (2026).....	47
Figure 33 Cas d'exophtalmie observé chez un géniteur de tilapia rouge (<i>Oreochromis</i> sp.). Source personnelle (2026).....	48
Figure 34 Cas de mycose cutanée observé chez un géniteur de tilapia rouge (<i>Oreochromis</i> sp.). Source personnelle (2026).....	49
Figure 35 Récolte des larves et alevins par abaissement du niveau d'eau : bassin en cours de vidange partielle (a) et récupération à l'épuisette (b). Source personnelle (2026).....	50
Figure 36 Conditionnement des alevins de tilapia rouge dans des sacs de transport oxygénés destinés à la commercialisation. Source personnelle (2026).....	53
Figure 37 Les appareils reproducteurs des individus disséqués.	58
Figure 38 Éclosion des œufs de tilapia rouge.....	60
Figure 39 les alviens recoltee dans le bassin de nurserie source persenelle (2026)	62
Figure 40 Différences de taille observées entre les alevins de <i>Oreochromis</i> sp	63

Résumé

Ce travail porte sur la maîtrise de la reproduction naturelle contrôlée du tilapia rouge (*Oreochromis* sp.) au sein de la ferme aquacole de l'ONDPA de Douaouda-Mazafran (wilaya de Tipaza), sur une période de quatre mois (mars–juin 2026). L'étude visait à optimiser la production d'alevins en contrôlant les paramètres environnementaux, la densité des géniteurs et le protocole de collecte. Un sex-ratio de 3 femelles pour 1 mâle a été appliqué, avec des géniteurs sélectionnés sur la base de critères biométriques et sanitaires rigoureux. Le suivi quotidien des paramètres physico-chimiques a confirmé des conditions globalement favorables à la reproduction, avec des températures oscillant entre 24 et 29 °C. Les dissections ont attesté de la maturité sexuelle des géniteurs. Deux méthodes de récolte ont été employées : le stripping buccal manuel et le stress hydrique par abaissement du niveau d'eau. Le taux d'éclosion a été estimé à environ 90 %, et la production totale d'alevins a atteint environ 120 000 individus, avec un poids moyen individuel de 0,14 g. Une étude comparative a révélé une entrée en reproduction plus précoce chez le tilapia rouge que chez le tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*). Sur le plan sanitaire, les cas pathologiques enregistrés sont restés isolés et sans impact majeur sur la dynamique de production. Ces résultats confirment le potentiel élevé du tilapia rouge pour le développement de l'aquaculture continentale en Algérie.

Mots-clés : tilapia rouge, *Oreochromis* sp., reproduction contrôlée, éclosion, alevins, sex-ratio, incubation buccale, ONDPA, Algérie.

Abstract

This study focuses on the controlled natural reproduction of red tilapia (*Oreochromis* sp.) at the ONDPA aquaculture farm of Douaouda-Mazafran (Tipaza province), conducted over a four-month period (March–June 2026). The aim was to optimize fry production by monitoring environmental parameters, broodstock density, and harvesting protocols. A sex ratio of 3 females to 1 male was applied, with broodstock selected according to strict biometric and health criteria. Daily monitoring of physicochemical parameters confirmed conditions broadly favorable to reproduction, with water temperatures ranging from 24 to 29 °C. Dissections confirmed the sexual maturity of the broodstock. Two harvesting methods were employed: manual buccal stripping and hydric stress induced by lowering the water level. The hatching rate was estimated at approximately 90%, and total fry production reached approximately 120,000 individuals, with a mean individual weight of 0.14 g. A comparative study revealed that red tilapia entered the reproductive cycle earlier than Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). From a health perspective, the pathological cases recorded remained isolated and had no major impact on production dynamics. These results confirm the high potential of red tilapia for the development of continental aquaculture in Algeria.

Keywords: red tilapia, *Oreochromis sp.*, controlled reproduction, hatchery, fry, sex ratio, buccal incubation, ONDPA, Algeria.

ملخص

في المزرعة المائية (*Oreochromis sp.*) تتناول هذه الدراسة متابعة التكاثر الطبيعي المتحكم فيه لأسماك البلطي الأحمر بدواودة-مزفران، ولاية تيبازة، وذلك على مدى أربعة أشهر (ONDPA) التابعة للديوان الوطني للتنمية والإنتاج الاستراتيجي (مارس-جوان 2026). هدفت الدراسة إلى تحسين إنتاج الزريعة من خلال ضبط المعاملات البيئية، وكثافة أسماك التكاثر، وبروتوكولات الجمع. اعتمدت نسبة جنسية مقدارها 3 إناث لكل ذكر، مع انتقاء أسماك التكاثر وفق معايير قياسية حيوية وصحية صارمة. أكد المتابعة اليومية للمعاملات الفيزيوكيميائية أن الظروف كانت ملائمة عموماً للتكاثر، إذ تراوحت درجات حرارة الماء بين 24 و 29 درجة مئوية. وقد كشفت عمليات التشريح عن النضج الجنسي لأسماك التكاثر. استُخدمت طريقتان للجمع: الإجهاد المائي عبر خفض منسوب الماء، واستخلاص اليرقات يدوياً من التجويف الفمي. قُدِّرت نسبة الفقس بحوالي 90%، وبلغ إجمالي الزريعة المنتجة نحو 120.000 فرد، بمتوسط وزن فردي قدره 0,14 غرام (*Oreochromis niloticus*). كشفت دراسة مقارنة أن البلطي الأحمر يدخل دورة التكاثر مبكراً مقارنة بالبلطي النيل (أما على الصعيد الصحي، فقد ظلت الحالات المرضية المسجلة معزولة ولم تُحدث أثراً جوهرياً على ديناميكية الإنتاج. تؤكد هذه النتائج الإمكانيات العالية لأسماك البلطي الأحمر في مجال تطوير الاستزراع المائي القاري بالجزائر.

، التكاثر المتحكم فيه، محطة الإفلاس، الزريعة، النسبة *Oreochromis sp.* الكلمات المفتاحية: البلطي الأحمر، الجنسية، الحضانة الفمية، الديوان الوطني للتنمية والإنتاج الاستراتيجي، الجزائر.

Introduction générale

INTRODUCTION GÉNÉRALE

L'aquaculture constitue aujourd'hui l'un des secteurs de production alimentaire connaissant la croissance la plus rapide à l'échelle mondiale. Face à l'augmentation continue de la demande en protéines animales, à la stagnation des captures issues de la pêche et à la nécessité d'assurer une exploitation durable des ressources aquatiques, elle représente une solution stratégique pour renforcer la sécurité alimentaire et répondre aux besoins des populations. Dans ce contexte, le développement de systèmes de production performants et durables est devenu une priorité pour de nombreux pays.

Parmi les espèces aquacoles les plus importantes, les tilapias occupent une place privilégiée grâce à leur croissance rapide, leur rusticité, leur adaptation à une large gamme de conditions environnementales ainsi qu'à leur facilité d'élevage. Le tilapia rouge (*Oreochromis* sp.), hybride issu de croisements entre différentes espèces du genre *Oreochromis*, présente en outre une coloration appréciée sur le marché et de bonnes performances zootechniques, ce qui en fait une espèce particulièrement intéressante pour l'aquaculture commerciale.

En Algérie, malgré un potentiel important en ressources hydriques continentales, l'aquaculture demeure un secteur en développement. Les efforts entrepris ces dernières années visent notamment à diversifier la production piscicole nationale et à réduire la dépendance vis-à-vis des produits importés. Dans cette perspective, le tilapia, et particulièrement le tilapia rouge, apparaît comme une espèce prometteuse en raison de son adaptation aux conditions locales et de son intérêt économique.

Toutefois, le développement durable de cette filière dépend principalement de la disponibilité régulière d'alevins de bonne qualité. La maîtrise de la reproduction constitue ainsi une étape essentielle de la production aquacole. Bien que le tilapia se reproduise naturellement en captivité, cette reproduction reste fortement influencée par plusieurs facteurs, notamment les conditions environnementales, la qualité des géniteurs, la densité d'élevage et la gestion des bassins. Une mauvaise maîtrise de ces paramètres peut entraîner une baisse de la productivité ou une production irrégulière d'alevins.

C'est dans cette optique que s'inscrit le présent travail, réalisé au sein de la ferme aquacole de l'ONDPA de Douaouda-Mazafran. L'étude porte sur le suivi et la maîtrise de la reproduction naturelle contrôlée du tilapia rouge en conditions d'écloserie, afin d'évaluer les principaux facteurs susceptibles d'améliorer la production d'alevins et d'optimiser la gestion des géniteurs. Une étude comparative avec le tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) a également été réalisée afin d'apprécier les différences observées entre les deux espèces dans les mêmes conditions d'élevage.

À partir de ce contexte, la présente étude vise à répondre à la problématique suivante :

Comment optimiser la reproduction naturelle contrôlée du tilapia rouge (*Oreochromis* sp.) en conditions d'élevage, tout en évaluant ses performances reproductives par rapport à celles du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) dans les mêmes conditions expérimentales ?

Pour répondre à cette problématique, les objectifs suivants ont été définis :

Assurer le suivi de la reproduction naturelle contrôlée des géniteurs de tilapia rouge au sein de la station d'étude ;

Évaluer les principaux paramètres influençant les performances reproductives (qualité de l'eau, alimentation, gestion des géniteurs et conditions d'élevage) ;

Suivre la production et le développement des alevins obtenus ;

Comparer les performances reproductives du tilapia rouge à celles du tilapia du Nil élevé dans les mêmes conditions expérimentales ;

Proposer des recommandations techniques permettant d'améliorer la maîtrise de la reproduction et la production d'alevins.

Afin d'atteindre ces objectifs, ce mémoire est structuré en deux grandes parties. La première est consacrée à une synthèse bibliographique portant sur l'aquaculture, les caractéristiques biologiques et zootechniques des tilapias, ainsi que les principaux facteurs intervenant dans leur reproduction. La seconde présente le matériel et les méthodes utilisés, les résultats obtenus, leur discussion et les principales conclusions de cette étude.

I. Généralités

I.1 Présentation et biologie d'*Oreochromis* sp.

I.1.1 Systématique et taxonomie

I.1.1.1 Position systématique et famille des Cichlidae

Les tilapias forment un ensemble paraphylétique de poissons d'eau douce et saumâtre regroupant plus d'une centaine d'espèces, rassemblées au sein de la tribu des Tilapiini, incluse dans la famille des Cichlidae (Lazard, 2023). Cette famille constitue l'une des plus diversifiées de l'ichtyofaune mondiale, avec un effectif estimé entre 1 300 et plus de 3 000 espèces, et de nombreuses espèces nouvelles décrites chaque année (Stiassny et al., 2007). Longtemps rattachés à l'ordre très diversifié des Perciformes (Nelson, 2006), les Cichlidae sont aujourd'hui placés dans un ordre distinct, les Cichliformes, au sein de la sous-famille des Pseudocrenilabrinae qui regroupe l'ensemble des cichlidés africains (WoRMS Editorial Board, 2026).

Sur le plan morphologique, les Cichlidae se distinguent par un ensemble de caractères diagnostiques : un corps de forme variable mais jamais très allongé, plus ou moins comprimé latéralement et recouvert d'écailles cycloïdes ou cténoïdes ; une seule narine de chaque côté de la tête — caractère discriminant au sein des téléostéens ; une nageoire dorsale unique composée d'une partie épineuse antérieure et d'une partie molle postérieure ; et une ligne latérale généralement divisée en sections supérieure et inférieure (Lévêque et al., 1992 ; Stiassny et al., 2007). Sur le plan comportemental, tous les Cichlidae pratiquent une garde parentale longue et active, qui se prolonge bien au-delà de la ponte et constitue un critère taxonomique majeur de la famille (Stiassny et al., 2007).

Au sein des Tilapiini, Trewavas (1983) a proposé, sur la base de critères morphologiques, comportementaux et nutritionnels, une subdivision en quatre genres principaux qui demeure aujourd'hui l'outil de référence en aquaculture : *Tilapia*, *Sarotherodon*, *Oreochromis* et *Danakilia*. Les caractères distinctifs de ces quatre genres sont synthétisés dans le Tableau 1.1.

Table 1 Caractères distinctifs des quatre genres de Tilapiini. Sources : Trewavas (1980, 1983) ; Paugy et al. (2004).

Caractère	<i>Tilapia</i>	<i>Sarotherodon</i>	<i>Oreochromis</i>	<i>Danakilia</i>
Mode d'incubation	Sur substrat	Buccale	Buccale	Variable
Garde parentale	Biparentale	Biparentale ou paternelle	Uniparentale maternelle	Particulière
Régime alimentaire	Macrophytophage	Planctonophage	Planctonophage	Éco-morphologique particulier
Branchiospinnes (partie inf. 1^{er} arc)	≤ 17	12 à 27	18 à 26	—
Espèces principales en aquaculture	<i>T. zillii</i> , <i>T. rendalli</i>	<i>S. melanotheron</i> , <i>S. galilaeus</i>	<i>O. niloticus</i> , <i>O. mossambicus</i>	—

Parmi ces quatre genres, le genre *Oreochromis* concentre l'essentiel de la production aquacole mondiale, en raison notamment de la fiabilité de son incubation buccale maternelle et de sa large amplitude écologique (Lazard, 2023).

I.1.1.2 Le genre *Oreochromis* et ses principales espèces aquacoles

Le genre *Oreochromis* a été érigé par Günther en 1889 (WoRMS Editorial Board, 2026). Il rassemble, selon Trewavas (1983), l'ensemble des espèces tilapiennes qui se regroupent en arènes de reproduction, pratiquent une incubation buccale exclusivement maternelle, et présentent un dimorphisme sexuel marqué à maturité. D'autres critères diagnostiques sont également retenus, notamment la taille réduite des écailles ventrales par rapport à celles des flancs et la présence d'une papille génitale bien développée chez les deux sexes (Stiassny et al., 2007). Le genre compte aujourd'hui 33 espèces reconnues (Stiassny et al., 2007), parmi lesquelles plusieurs revêtent une importance majeure en aquaculture mondiale, notamment *Oreochromis niloticus* et *Oreochromis mossambicus* (Lazard, 2023).

I.1.1.2.1 *Oreochromis niloticus* (tilapia du Nil)

Oreochromis niloticus (Linnaeus, 1758), communément appelé tilapia du Nil, est de loin l'espèce la plus exploitée en pisciculture mondiale ; elle représente à elle seule environ 75 % des Cichlidae produits par aquaculture en 2020, soit près de 4,5 millions de tonnes (Lazard, 2023). Originaire des bassins hydrographiques d'Afrique tropicale (Nil, Niger, Volta, Sénégal, Tchad) et du bassin du Jourdain (Boukhriss, 2018), elle a été introduite avec succès dans plus de 124 pays à travers le monde, à des fins de pisciculture et de repeuplement (Lazard, 2023). Sa rusticité, sa croissance rapide et la facilité de sa reproduction en captivité en font l'espèce-modèle de la tilapiculture mondiale (Lazard, 2009). Sur le plan diagnostique, *O. niloticus* se distingue aisément des autres espèces du genre par la présence de rayures verticales noires régulières sur la nageoire caudale (Paugy et al., 2004 ; Amoussou et al., 2016), comme illustré en Figure 1.



Figure 1 Vue latérale d'*Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758). (Source : Stiassny, M.L.J., in Froese & Pauly, 2024)

Sa position systématique complète, retenue dans le présent travail, est présentée dans le Tableau 2.

Table 2 Position systématique d'*Oreochromis niloticus* selon WoRMS

Rang	<i>O. niloticus</i>
Règne	Animalia
Embranchement	Chordata
Sous-embranchement	Vertebrata
Infra-embranchement	Gnathostomata
Giga-classe	Actinopterygii

Super-classe	Actinopteri
Classe	Teleostei
Ordre	Cichliformes
Famille	Cichlidae
Sous-famille	Pseudocrenilabrinae
Genre	<i>Oreochromis</i> Günther, 1889
Espèce	<i>O. niloticus</i> (Linnaeus, 1758)

I.1.1.2.2 Oreochromis mossambicus (tilapia du Mozambique)

Oreochromis mossambicus (Peters, 1852), communément appelé tilapia du Mozambique, occupe une place historique dans la tilapiculture mondiale en tant qu'espèce parentale du tilapia rouge taïwanais original (Galman & Avtalion, 1983 ; Mashaphu et al., 2025). Originaire des bassins hydrographiques d'Afrique australe, du bas Zambèze au système du Limpopo, l'espèce se caractérise par une euryhalinité remarquable : elle croît et se reproduit en eaux douce, saumâtre et marine, et peut être élevée jusqu'en conditions hypersalines (Froese & Pauly, 2017). Elle tolère également de très faibles concentrations en oxygène dissous et supporte une gamme thermique étendue, comprise entre 8 et 42 °C (Froese & Pauly, 2017). Son potentiel aquacole pur reste cependant limité par une croissance plus lente que celle d'*O. niloticus* et une coloration sombre moins attractive pour le marché ; aujourd'hui, elle est principalement utilisée comme partenaire d'hybridation, notamment pour la production du tilapia rouge (Mashaphu et al., 2025).

I.1.1.3 Le tilapia rouge (*Oreochromis* sp.) : un hybride d'aquaculture

I.1.1.3.1 Origine et historique de l'hybridation

Contrairement aux espèces parentales *O. niloticus* et *O. mossambicus*, le tilapia rouge n'est pas une espèce taxonomique au sens strict : il s'agit d'un hybride interspécifique d'élevage, désigné par la convention nomenclaturale *Oreochromis* sp. (Mohamad et al., 2021). Cette appellation traduit la nature génétique composite et variable de ces poissons, dont l'héritage génétique et les phénotypes des différentes variétés restent à ce jour incomplètement caractérisés (Chapman, 2003). Sa position systématique, identique à celle d'*O. niloticus* jusqu'au rang du genre, est présentée dans le Tableau 3 :

Table 3 Position systématique du tilapia rouge (*Oreochromis* sp.) selon WoRMS. Sources : WoRMS Editorial Board (2026) ; Mohamad et al. (2021) pour le statut hybride

Rang	<i>Oreochromis</i> sp. (tilapia rouge)
Règne	Animalia
Embranchement	Chordata
Sous-embranchement	Vertebrata
Infra-embranchement	Gnathostomata
Giga-classe	Actinopterygii
Super-classe	Actinopteri
Classe	Teleostei
Ordre	Cichliformes
Famille	Cichlidae
Sous-famille	Pseudocrenilabrinae
Genre	<i>Oreochromis</i> Günther, 1889
Espèce	<i>Oreochromis</i> sp. (hybride interspécifique)
Espèces parentales principales	<i>O. niloticus</i> (Linnaeus, 1758) × <i>O. mossambicus</i> (Peters, 1852)

l'appellation conventionnelle « sp. » traduit son statut d'hybride interspécifique dont le pool génétique provient principalement de croisements entre *O. niloticus* et *O. mossambicus*, éventuellement enrichis selon les souches par d'autres espèces du même genre (Mohamad et al., 2021).

Les premiers tilapias rouges ont été produits à Taïwan à la fin des années 1960, par croisement entre une femelle mutante d'*Oreochromis mossambicus* à coloration orange-rougeâtre et un mâle d'*Oreochromis niloticus* de coloration normale ; cette première souche, désignée comme « tilapia rouge taïwanais », constitue le matériel génétique fondateur de la plupart des lignées asiatiques

actuelles (Galman & Avtalion, 1983). Cette innovation aquacole est rapidement apparue comme stratégique : elle offrait, pour la première fois, un poisson de coloration rouge attractive — rappelant celle de poissons marins haut de gamme comme la dorade rose (*Pagrus major*) ou le vivaneau rouge (*Lutjanus argentimaculatus*) — combinée à la rusticité et à la croissance rapide des tilapias (Mohamad et al., 2021). Selon les régions, le tilapia rouge est désigné par des appellations vernaculaires variables : « Rouget créole » en Guadeloupe, « Saint-Pierre » en Martinique, « Gueule rouge » à La Réunion, ou simplement « Tilapia rouge » en Afrique francophone (Abidi & Larbi Ben Houra, 2018).

I.1.1.3.2 Caractéristiques de l'hybride

Comme toutes les espèces du genre *Oreochromis*, le tilapia rouge présente un corps ovale, assez haut et latéralement comprimé (**Figure 2**), ainsi qu'un mode d'incubation buccale à garde uniparentale maternelle (Trewavas, 1983). Il se distingue toutefois de ses parents par une coloration caractéristique allant du rouge à l'orangé, parfois marquée de taches grises sur la poitrine ; des variantes grises, albinos ou roses peuvent également apparaître (Moralee et al., 2000). La plupart de ses caractères morphologiques (forme du museau, largeur de la bouche, longueur de la tête) sont intermédiaires entre ceux des espèces parentales (Moralee et al., 2000). Sur le plan comportemental, Medeiros et al. (2007) ont démontré que ses comportements reproducteurs sont identiques à ceux décrits chez *O. niloticus* : il s'agit d'un cichlidé fertile, territorial, incubateur buccal et particulièrement agressif durant la saison de reproduction.



Figure 2 Vue latérale du tilapia rouge (*Oreochromis* sp.) —
Source personnelle (2026).

La nature hybride confère au tilapia rouge plusieurs avantages aquacoles décisifs. Sa tolérance accrue à la salinité, héritée de ses parents — modérée chez *O. niloticus* et élevée chez *O. mossambicus* —, le rend particulièrement adapté à la culture en eaux saumâtres et marines (Alceste-Oliviero, 2000). En conditions contrôlées, les alevins peuvent supporter des salinités allant jusqu'à 35 ‰, soit l'équivalent de l'eau de mer, avec de bonnes performances de croissance et un taux de survie élevé (Abidi & Larbi Ben Houra, 2018). À cela s'ajoutent une coloration commercialement attractive et une croissance

rapide qui en font aujourd'hui un excellent candidat pour l'aquaculture intensive en cages, bassins ou raceways, ainsi que pour l'élevage à faible intrant dans les zones côtières (Mohamad et al., 2021).

I.1.1.3.3 Principales souches commerciales

L'attractivité commerciale du tilapia rouge a conduit, dans différentes régions du monde, à la production de plusieurs souches issues de schémas d'hybridation distincts et de sélections successives. Cinq souches majeures sont aujourd'hui identifiées dans la littérature aquacole internationale : taïwanaise, philippine, floridienne, thaïlandaise et malaisienne, auxquelles s'ajoute la lignée égyptienne, qui occupe un statut particulier en raison de sa diffusion mondiale comme matériel parental et de son importance directe dans le contexte aquacole nord-africain (Mohamad et al., 2021 ; Rougeot et al., 2001). Le Tableau 4 synthétise leurs caractéristiques essentielles.

Table 4 Principales souches commerciales de tilapia rouge

Souche	Année	Pays / Institution	Croisement parental	Caractéristiques principales
Taïwanaise	Fin années 1960	Taïwan	♀ <i>O. mossambicus</i> mutante × ♂ <i>O. niloticus</i>	Souche fondatrice de la plupart des lignées asiatiques
Philippine	1981	Philippines	(♀ <i>O. mossambicus</i> × ♂ <i>urolepis hornorum</i>) × ♂ <i>O. niloticus</i> (Japon)	Excellente tolérance saline
Floridienne	1982	Floride (USA)	♀ <i>O. urolepis</i> × ♂ <i>mossambicus</i> rouge-doré	Adaptée à l'aquaculture marine et saumâtre
Thaïlandaise « TabTim »	Années 1980	Charoen Phokpand (Thaïlande)	<i>O. niloticus</i> × <i>O. mossambicus</i>	Forte tolérance saline ; référence commerciale mondiale
Malaisienne	2008- 2014	FRI / WorldFish (Malaisie)	Croisement diallèle 3×3 — méthodologie GIFT	Gain génétique cumulé de +12,5 %/génération sur six génération
Égyptienne	Collectes 1979- 1989	Égypte (Lac Manzallah, Ismailia, Abbassa, Alexandrie)	<i>O. niloticus</i> (lignée pure)	Croissance et résistance thermique supérieures ; matériel parental de référence en Afrique du Nord et en Algérie

Parmi ces souches, deux retiennent particulièrement l'attention dans le contexte de la pisciculture algérienne : la souche thaïlandaise « TabTim » et la lignée égyptienne.

La souche thaïlandaise, commercialisée sous le nom vernaculaire « TabTim » (ou « Tub-Tim »), a été développée par la firme Charoen Phokpand à partir d'un croisement entre *O. niloticus* et *O. mossambicus* (El-Sayed & Fitzsimmons, 2023). Initialement issue d'une sélection massale sur le variant rouge d'*O. mossambicus*, elle a ensuite été hybridée avec diverses lignées pures et mixtes d'*O. niloticus* afin d'améliorer ses performances zootechniques (Hamzah et al., 2008). Elle présente une remarquable tolérance à la salinité, permettant son élevage aussi bien en eau douce qu'en eau saumâtre, et représente aujourd'hui, avec le tilapia du Nil, la quasi-totalité de la production thaïlandaise de tilapia (El-Sayed & Fitzsimmons, 2023). Largement diffusée à travers l'Asie du Sud-Est, elle constitue désormais l'une des références commerciales mondiales du tilapia rouge.

La lignée égyptienne occupe un statut particulier dans la généalogie mondiale des souches d'élevage d'*Oreochromis* : elle constitue à la fois un matériel parental largement utilisé dans les programmes internationaux d'amélioration génétique et la principale référence biologique pour la pisciculture algérienne. Plusieurs collectes ont été conduites entre 1979 et 1989 sur des sites égyptiens emblématiques (lac Manzallah, canal d'Ismaïlia, Abbassa, lacs d'Alexandrie), dont les descendants ont été transférés vers les principaux centres de recherche aquacole mondiaux, au Royaume-Uni, aux États-Unis et aux Philippines (Rougeot et al., 2001). Les performances zootechniques de cette lignée se sont révélées remarquablement supérieures à celles des autres lignées de référence : elle tolère des températures plus basses (limite inférieure de 10 °C, contre 12 à 14 °C pour les lignées ouest-africaines) et présente des performances de croissance supérieures dans la plupart des systèmes d'élevage testés (Khater & Smitherman, 1988 ; Eknath et al., 1993, cités par Rougeot et al., 2001). Sur le plan reproductif, les éclosiers égyptiens produisent en moyenne 314 à 362 alevins par femelle et par cycle, avec un taux de survie larvaire de 71 à 72 % (El-Sayed et al., 2021). C'est en raison de cette excellence aquacole qu'un accord entre l'Office National de Développement et de Production Aquacole (ONDPA) et les autorités égyptiennes des ressources halieutiques a permis l'introduction en Algérie, dès 2001, d'une cargaison de 1,5 tonne d'alevins de tilapia, suivie en 2002 d'importations de tilapia du Nil de souche pure en provenance d'Égypte (Benammar, 2017 ; M.P.R.H., 2002).

I.1.2 Caractéristiques morphologiques

I.1.2.1 Description générale et morphométrie

Le tilapia rouge (*Oreochromis* sp.) présente, comme l'ensemble des Cichlidae, les caractères généraux du genre déjà décrits : corps recouvert d'écailles cycloïdes imbriquées, une seule narine de chaque

côté du museau, nageoires ventrales rapprochées et situées au-dessus des pectorales, et nageoire dorsale unique pourvue d'une partie épineuse antérieure (Lévêque & Paugy, 1984 ; Trewavas, 1983). Son corps, ovale et latéralement comprimé, arbore une coloration variable allant du gris au rose en passant par l'orange et le rouge-orangé, parfois marquée de taches grises sur la poitrine (Moralee et al., 2000). Cette diversité chromatique, qui résulte d'un phénomène d'albinisme survenu lors du croisement initial entre *O. niloticus* et *O. mossambicus*, lui confère un attrait commercial certain (Arrignon, 1998). Les principaux paramètres morphométriques utilisés pour la caractérisation de l'espèce sont illustrés dans la Figure 3.

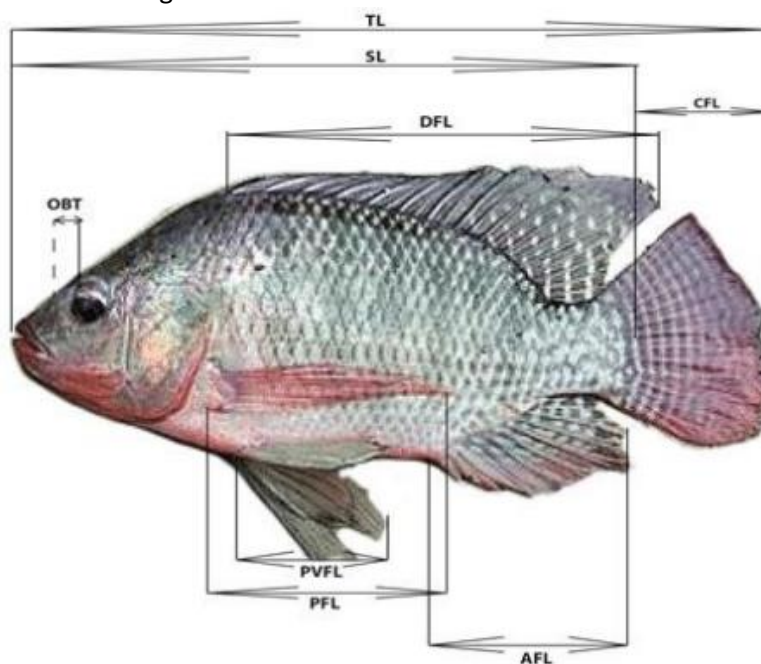


Figure 3 Paramètres morphométriques mesurés chez *Oreochromis niloticus*, applicables au genre *Oreochromis* sp. (Source : Mwanja et al., 2016).

Légende : TL (Total Length) — Longueur totale ; SL (Standard Length) — Longueur standard ; OBT (Orbital diameter) — Diamètre orbitaire ; DFL (Dorsal Fin Length) — Longueur de la nageoire dorsale ; CFL (Caudal Fin Length) — Longueur de la nageoire caudale ; PFL (Pectoral Fin Length) — Longueur de la nageoire pectorale ; PVFL (Pelvic Fin Length) — Longueur de la nageoire pelvienne ; AFL (Anal Fin Length) — Longueur de la nageoire anale.

Sur le plan méristique, l'espèce présente un os operculaire non épineux et une ligne latérale discontinue, caractéristique des Cichlidae (Trewavas, 1983). La ligne latérale supérieure compte 21 à 24 écailles, l'inférieure 14 à 18 (Mélard, 1986). La nageoire dorsale comporte 17 à 18 épines et 12 à 14 rayons mous, la caudale est tronquée, l'anale porte trois épines, et les nageoires pelviennes comprennent un rayon dur suivi de cinq rayons mous, généralement de coloration rouge (Trewavas, 1983).

I.1.2.2 Dimorphisme sexuel

Le tilapia rouge, comme l'ensemble des espèces du genre *Oreochromis*, présente un dimorphisme sexuel marqué, ce qui constitue un trait distinctif de ce genre par rapport aux genres voisins *Sarotherodon* et *Tilapia* (Trewavas, 1983). Ce dimorphisme s'exprime à trois niveaux : morphologique, comportemental et de croissance.

Sur le plan morphologique, la distinction entre les sexes repose principalement sur la configuration de la papille génitale, située immédiatement en arrière de l'anus (Figure 4). Chez le mâle, cette papille est allongée et pointue, en forme de cône, et porte à son extrémité distale l'orifice unique de l'urètre, servant à l'évacuation de l'urine comme à l'émission de la laitance (Daniel & Suyapa, 2007). Chez la femelle, elle est plus courte, plus arrondie, et présente près de sa base l'orifice de l'oviducte par lequel les œufs sont expulsés, ainsi qu'un pore urinaire distinct (Adjanke, 2011).

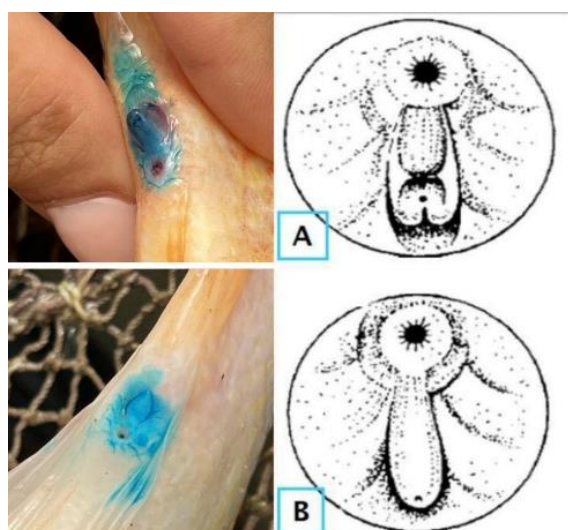


Figure 4 Dimorphisme sexuel par la papille génitale chez *Oreochromis* sp. : femelle (A) et mâle (B). Source personnelle (2026) ; schémas d'après Adjanke (2011).

Ce dimorphisme génital permet un sexage fiable des géniteurs en élevage, à condition que les individus aient atteint un poids compris entre 20 et 50 g (Lévêque & Paugy, 2006). En dessous de cette gamme, la différenciation morphologique de la papille est peu perceptible et le taux d'erreur de sexage peut atteindre 2,7 à 10 % selon l'opérateur (Lazard, 1980, cité dans Baroiller & Jalabert, 1989).

À maturité, plusieurs caractères sexuels secondaires complètent ce dimorphisme : les mâles arborent une coloration pré-nuptiale plus intense, constituant un signal de communication intraspécifique (Malcolm et al., 2000), et manifestent un comportement nettement plus agressif et territorial, se traduisant notamment par la construction et la défense d'un nid en zone littorale durant la phase de reproduction.

Enfin, le dimorphisme sexuel de croissance constitue un trait fondamental du genre *Oreochromis* : les mâles présentent une croissance nettement plus rapide que les femelles et atteignent une taille adulte

significativement supérieure (Toguyeni et al., 2002). Cette différence est principalement liée à l'investissement énergétique élevé que représente l'incubation buccale chez la femelle, ainsi qu'aux dépenses associées au comportement territorial chez le mâle (Trewavas, 1983).

I.1.2.3 Taille, poids et longévité

La croissance et la taille maximale atteintes par le tilapia rouge dépendent étroitement de l'origine génétique, des conditions environnementales et du mode d'élevage. De manière générale, les *Oreochromis* sont reconnus pour leur croissance rapide, leur indice de croissance étant supérieur à celui de la plupart des autres tilapias (Frimpong et al., 2014). En conditions d'élevage semi-intensif sous climat tropical, *O. niloticus* — qui constitue une référence fiable pour estimer les performances du tilapia rouge — peut atteindre 150 à 250 g en 4 à 6 mois, 500 à 800 g en 10 à 12 mois, et jusqu'à 2-3 kg au bout de deux ans (Lazard, 2009).

Sur le plan du dimorphisme pondéral, les mâles peuvent atteindre 38 cm pour 2 kg, tandis que les femelles dépassent rarement 28 cm pour 950 g (Adjanke, 2011 ; Moreau, 1979). Cette différence se manifeste très tôt en élevage : Owusu-Frimpong et al. (2005), travaillant sur *O. niloticus* en bassins fertilisés, ont enregistré après 91 jours d'élevage des taux de croissance spécifique de $2,77 \pm 0,09 \% \cdot j^{-1}$ chez les mâles, contre $2,38 \pm 0,05 \% \cdot j^{-1}$ chez les femelles. En conditions naturelles favorables, dans les grands lacs africains, des tailles maximales de 61 à 64 cm pour des poids de 4 à 7 kg ont été enregistrées (Lowe-McConnell, 1982 ; Trewavas, 1983).

Concernant la longévité, l'espèce présente une durée de vie relativement courte, comprise entre 4 et 7 ans selon les conditions du milieu (Ipungu et al., 2015), la longévité maximale rapportée en milieu naturel étant de 7 ans (Moreau, 1979).

I.1.3 Anatomie et physiologie de l'appareil reproducteur

I.1.3.1 Appareil mâle : testicules et caractéristiques du sperme

Chez les *Oreochromis*, comme chez la plupart des téléostéens, les testicules se présentent sous la forme d'organes pairs, allongés, situés dorsalement dans la cavité générale et prolongés postérieurement par le canal déférent qui débouche au niveau de la papille génitale (Pudney, 1995 ; Takashima & Hibiya, 1995). Ce sont des organes de type lobulaire, caractéristiques des Cichlidae, dans lesquels les cellules germinales se développent à l'intérieur de cystes spermatogéniques selon une organisation radiale : les stades immatures sont concentrés en périphérie, tandis que les spermatozoïdes matures sont stockés à proximité des canaux spermatiques (Tapsoba et al., 2023).

Sur le plan quantitatif, l'indice gonado-somatique (IGS) des mâles matures varie entre 0,8 et 1,4 % en élevage chez *O. niloticus* (Gennotte et al., 2012b), valeur qui constitue un indicateur pratique de la maturité sexuelle. La densité spermatique se situe entre $1,69 \times 10^9$ et $2,22 \times 10^9$ cellules·mL⁻¹ (Gennotte et al., 2012b).

I.1.3.2 Appareil femelle : ovaires et maturation ovocytaire

L'appareil génital femelle des téléostéens comprend l'ovaire et un système de canaux permettant l'évacuation des ovules (Takashima & Hibiya, 1995). Chez les *Oreochromis*, l'ovaire est de type cystovarien — le plus fréquent chez les téléostéens —, pourvu d'une lumière centrale dans laquelle sont évacués les ovocytes matures lors de l'ovulation, avant d'être expulsés par l'oviducte (Bruslé & Quignard, 2004, cité dans Pèlèbè et al., 2017). Outre sa fonction gamétogène, il constitue le siège d'une intense activité endocrine assurant la production des hormones stéroïdiennes (Hoar & Nagahama, 1978, cité dans Pèlèbè et al., 2017).

Une caractéristique biologique fondamentale du développement ovocytaire chez *O. niloticus* est son caractère **asynchrone** : des ovocytes à différents stades de maturation coexistent simultanément dans le même ovaire (Tacon et al., 1996). Cette particularité constitue l'une des bases biologiques de la production continue d'alevins en conditions d'élevage.

Sur le plan des cycles reproductifs, cette asynchronie ovocytaire explique la rapidité des intervalles entre pontes successives chez l'espèce. En conditions naturelles favorables, une femelle peut effectuer une nouvelle ponte tous les 25 à 33 jours (Tacon et al., 1996). Toutefois, une observation décisive pour la conduite de l'élevage en éclosérie a été mise en évidence par Smith & Haley (1987, 1988) : chez les femelles incubatrices, le tissu folliculaire post-ovulatoire persiste pendant environ 25 jours et conserve une activité stéroïdogène, ce qui retarde le démarrage de la vague ovocytaire suivante et repousse l'ovulation à 40 jours après la fécondation précédente. En revanche, **lorsque les œufs sont retirés de la bouche de la femelle**, ce frein est immédiatement levé : un nouveau cycle de maturation ovocytaire est initié sans délai, réduisant l'intervalle inter-pontes à seulement **12 à 18 jours** (Tacon et al., 1996). Ce mécanisme constitue le fondement physiologique des stratégies de collecte précoce pratiquées en éclosérie pour maximiser la production d'alevins par femelle.

I.1.3.3 Gamétogenèse

La gamétogenèse désigne l'ensemble des processus aboutissant à la production de gamètes fonctionnels. Elle comprend deux processus parallèles : la spermatogenèse chez le mâle et l'ovogenèse chez la femelle (Jalabert & Zohar, 1982, cité dans Baroiller & Jalabert, 1989).

Spermatogenèse. Ce processus se déroule à l'intérieur des cystes spermatogéniques en trois phases successives : une phase de prolifération mitotique des spermatogonies, une phase méiotique

aboutissant aux spermatides haploïdes, et une phase de spermiogenèse correspondant à la différenciation morphologique finale des spermatides en spermatozoïdes fonctionnels (Schulz et al., 2010). L'ensemble du processus est régulé par les stéroïdes produits par les cellules interstitielles, et sa durée totale dépend étroitement de la température du milieu d'élevage (Tapsoba et al., 2023).

Ovogenèse. L'ovogenèse suit chez le tilapia un schéma classique : à partir de cellules germinales primordiales, se forment successivement les ovogonies, les ovocytes primaires (diploïdes, bloqués en prophase méiotique jusqu'à la fin de la vitellogénèse), puis les ovules haploïdes après reprise et achèvement de la méiose (Pèlèbè et al., 2017). La phase de vitellogénèse — pendant laquelle l'ovocyte accumule progressivement les réserves nutritives nécessaires au développement embryonnaire — constitue l'étape la plus longue et la plus déterminante pour la taille et la qualité des ovules produits (Wallace & Selman, 1981, cité dans Pèlèbè et al., 2017). Les principales étapes de ce processus sont schématisées dans la Figure 5.

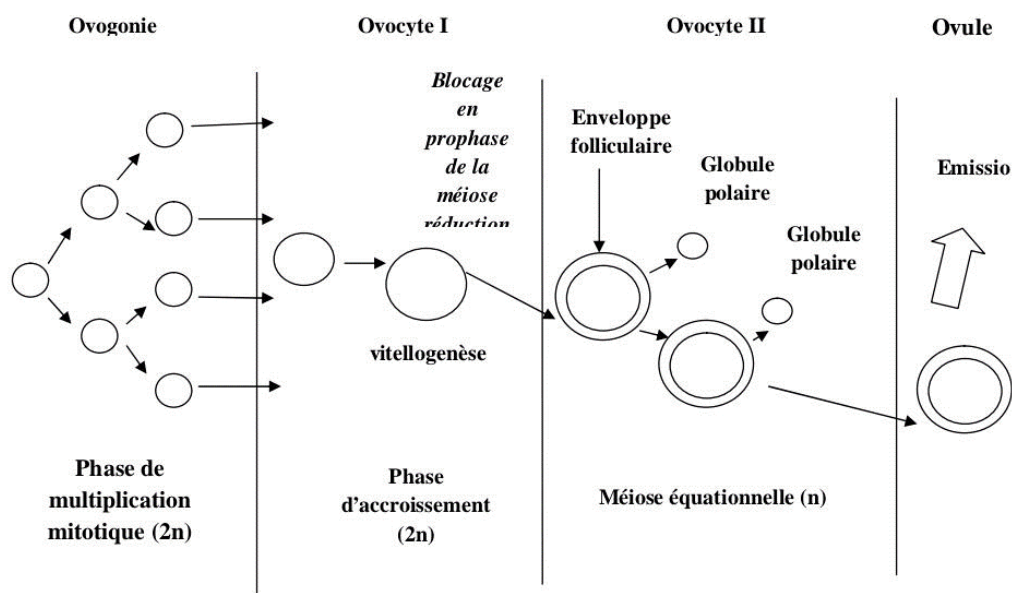


Figure 5 Schéma simplifié de l'ovogenèse chez les vertébrés (ovogonie diploïde → ovocyte I → ovocyte II → ovule haploïde). Source : Valente (2008, modifié par Pèlèbè et al., 2017).

Sur la base de critères morphologiques macroscopiques, six stades de développement ovocytaire et six stades testiculaires sont classiquement reconnus chez *O. niloticus* (Agbohessi, 2014, cité dans Pèlèbè et al., 2017 ; Pèlèbè et al., 2017), décrits respectivement dans les Tableaux 5 et 6.

*Table 1*Caractéristiques morphologiques des six stades de développement testiculaire chez *O. niloticus*. Source : Pèlèbè et al. (2017).

STADE DÉVELOPPEMENT CELLULES	DE DES	CARACTÉRISTIQUES CONSIDÉRÉES
STADE I SPERMATOGONIE A	:	Grosse cellule, pas encore organisée en cyste, gros noyau central avec un nucléole, cytoplasme réduit et peu coloré
STADE II SPERMATOGONIE B	:	Cellule moins grosse que la précédente, encapsulée dans un cyste, petit noyau avec de nombreux nucléoles en périphérie de la membrane nucléaire, gros cytoplasme
STADE III SPERMATOCYTE I	:	Noyau proéminent à fin réseau de chromatines, gros points regroupés en cystes et situés hors de la lumière lobulaire
STADE IV SPERMATOCYTE II	:	Noyau invisible à chromatines condensées, présence de points relativement petits regroupés en cystes situés hors de la lumière lobulaire
STADE V : SPERMATIDE		Noyau ovale très basophile, peu de cytoplasme, présence de petits points relativement sombres très proches de la lumière du lobe
STADE VI SPERMATOZOÏDE	:	Noyau très dense et présence d'un flagelle, présence de très petits points noir-bleuâtres dans la lumière lobulaire

*Table 5*Caractéristiques morphologiques des six stades de développement ovocytaire chez *O. niloticus*. Source : Agbohessi (2014, cité dans Pèlèbè et al., 2017).

Stade de développement ovocytaire	Caractéristiques considérées
Stade I : Ovocyte péri-nucléolaire	Petite taille, gros noyau central avec de nombreux nucléoles à la périphérie de la membrane nucléaire indifférenciée
Stade II : Ovocyte en phase alvéolaire corticale	Début de la vitellogenèse endogène, ovocytes de taille relativement petite comportant une série (2 à 3) de vésicules de vitellus en couronne autour de la membrane ovocytaire
Stade III : Ovocyte en phase vitellogénique précoce	Différenciation de la membrane nucléaire, accumulation centripète progressive des vésicules de vitellus (> 3 rangées)

Stade IV : Ovocyte en phase vitellogénique avancée	Accumulation centrifuge de globules de vitellus qui repoussent progressivement les vésicules de vitellus contre la membrane ovocytaire (en périphérie)
Stade V : Ovocyte en phase de maturation	Formation du micropyle par invagination de la membrane folliculaire, occupation du cytoplasme par les globules de vitellus
Stade VI : Ovocyte atrophique post-ovulatoire	Le follicule prend la forme d'un sac vide plissé, hypertrophié et dégénérant

Enfin, il convient de souligner une particularité biologique propre aux *Oreochromis* en tant qu'incubateurs buccaux : leurs ovules sont dépourvus de la substance collante caractéristique des œufs pondus sur substrat chez les *Tilapia* (Baroiller & Jalabert, 1989). Cette caractéristique est directement liée au comportement parental : les œufs étant immédiatement repris en bouche par la femelle après la fécondation, toute adhésion à un substrat est biologiquement inutile. En conséquence, les *Oreochromis* produisent un nombre d'œufs sensiblement inférieur à celui des pondeurs sur substrat, mais ces œufs sont plus volumineux et bénéficient d'une protection parentale efficace, ce qui se traduit par des taux de survie embryonnaire élevés (Baroiller & Jalabert, 1989).

I.1.4 Répartition géographique

I.1.4.1 Distribution naturelle et mondiale

Le tilapia rouge (*Oreochromis sp.*) est un hybride d'aquaculture qui n'existe pas à l'état sauvage ; sa distribution actuelle est donc le reflet direct de son adoption par la pisciculture mondiale (Arrignon, 1998). L'aire de répartition naturelle de son espèce parentale principale, *O. niloticus*, est strictement africaine et couvre les bassins du Nil, du Tchad, du Niger, de la Volta et du Sénégal, ainsi que le bassin du Jourdain, s'étendant jusqu'aux grands lacs du graben est-africain (Philippart & Ruwet, 1982). À partir des années 1950, *O. niloticus* a été massivement introduite hors de son aire d'origine, à la fois pour compléter le peuplement de lacs naturels ou de barrages et pour développer la pisciculture (Welcomme, 1988). Elle est aujourd'hui présente dans plus de 124 pays à travers le monde (en Afrique, en Asie, en Amérique et dans certaines régions tempérées d'Europe), ce qui lui vaut une distribution qualifiée de pan-tropicale (Welcomme, 1988 ; Lazard, 2023). comme l'illustre la Figure 6.

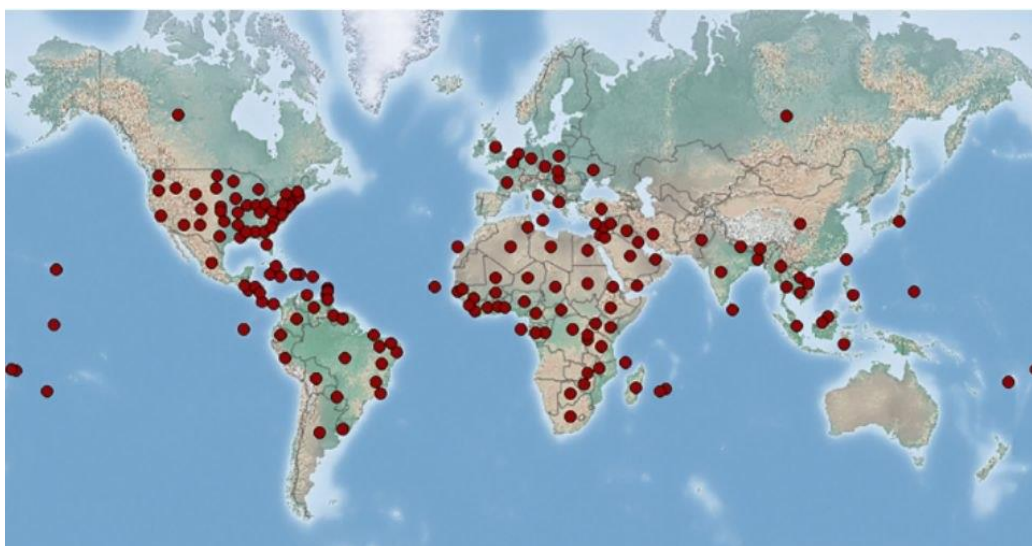


Figure 6 Introductions mondiales du tilapia du Nil (Oreochromis niloticus). Source : CABI Invasive Species Compendium, in El-Sayed & Fitzsimmons (2023).

C'est sur ce fond de diffusion mondiale qu'est apparu le tilapia rouge. Issu initialement du croisement entre *O. niloticus* et *O. mossambicus*, il a connu une diffusion rapide en raison de l'attrait commercial de sa coloration et de sa croissance rapide (Arrignon, 1998 ; Moralee et al., 2000). Il est aujourd'hui élevé dans plusieurs régions tropicales et subtropicales du monde, où il s'est imposé comme l'une des espèces d'aquaculture d'eau douce les plus importantes (FAO, 2018). À l'échelle mondiale, le groupe des tilapias occupait dès 2015 le troisième rang en termes de production aquacole après les Cyprinidae et les Salmonidae (FAO, 2018), l'Asie représentant à elle seule plus de 80 % de la production mondiale.

I.1.4.2 Présence en Algérie

L'Algérie se distingue parmi les pays méditerranéens par une consommation de produits halieutiques historiquement faible, bien qu'en progression — passant de 3,02 kg·hab⁻¹·an⁻¹ en 1999 à 5,4 kg·hab⁻¹·an⁻¹ en 2010 —, demeurant encore largement inférieure à la moyenne mondiale (Wiefels, 2014 ; Dergal, 2015). C'est dans ce contexte de déficit en produits halieutiques que l'introduction du tilapia s'est imposée comme une stratégie de développement durable. Un accord entre l'Office National de Développement et de Production Aquacole (ONDPA) et les autorités égyptiennes des ressources halieutiques a permis l'introduction du tilapia en Algérie dès 2001, avec une cargaison initiale estimée à 1,5 tonne d'alevins d'*O. niloticus* livrés depuis l'Égypte, suivie en 2002 d'importations de tilapia du Nil de souche pure (Benammar, 2017 ; M.P.R.H., 2002). Le tilapia rouge (*Oreochromis* sp.) a par la suite été introduit comme espèce de diversification, profitant de la même infrastructure (Belaribi, 2018).

Sur le plan structurel, une trentaine de fermes aquacoles ont été développées, soutenues par le Plan National de Développement de l'Aquaculture (PNDA) (Benammar, 2017). Le tilapia est essentiellement

élevé en zone saharienne, où la température élevée de l'eau et la salinité naturelle des nappes phréatiques stimulent sa croissance et sa reproduction (Cherif & Djoumakh, 2015). Cependant, peu de fermes ont pu démarrer une production effective et durable en raison de difficultés techniques et d'un manque de maîtrise technique de la filière (Dergal, 2015 ; Abed & Beloufa, 2019). Le district d'Ouargla, soutenu par l'expertise du Centre National de Recherche et Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (CNRDPA), constitue néanmoins un pôle pionnier, abritant plusieurs exploitations piscicoles en milieu désertique pour une capacité de production annuelle annoncée de 2 000 tonnes (FAO, 2024).

I.1.5 Exigences écologiques

Le tilapia rouge, comme l'ensemble des *Oreochromis*, est une espèce euryèce et eurytope, adaptée à une large gamme de facteurs écologiques et capable de coloniser des milieux extrêmement variés (Pullin & Lowe-McConnell, 1982). Cette plasticité écologique constitue l'un des principaux atouts qui fondent son succès en pisciculture (Belaribi, 2018). La maîtrise précise de ses exigences est néanmoins indispensable pour optimiser les conditions d'élevage en éclosion et garantir des performances reproductrices maximales.

I.1.5.1 Température et oxygène dissous

Température. La température constitue le facteur écologique le plus déterminant pour le tilapia, car elle gouverne directement son métabolisme, sa croissance et sa reproduction (Mires, 1995). Le tilapia rouge est une espèce nettement thermophile, dont les exigences thermiques reflètent son origine tropicale. En milieu naturel, *O. niloticus* se rencontre entre 13,5 et 33 °C, mais en laboratoire, l'intervalle de tolérance s'élargit à 7-41 °C après acclimatation progressive (Balarin & Hatton, 1979). Les seuils critiques à retenir pour la conduite de l'élevage sont synthétisés dans le Tableau 7.

Table 6 *Seuils des principaux paramètres physicochimiques pour l'élevage du tilapia rouge (Oreochromis sp.) Sources : Lazard et al. (1990) ; Lacroix (2004) ; Malcolm et al. (2000) ; Ross (2000) ; Belaribi (2018) ; Amal & Zamri-Saad (2011).*

Paramètre	Seuil optimal	Seuil critique	Référence
Température (°C)	24 – 28 (croissance) / 26 – 28 (reproduction)	< 22 (arrêt reproduction)	Lazard et al., 1990 ; Lacroix, 2004
Oxygène dissous (mg/L)	≥ 5	< 3 (stress)	Malcolm et al., 2000

pH	7 – 9	5 – 11 (tolérance)	Ross, 2000 ; Malcolm et al., 2000
Salinité (‰)	0 – 15	> 35 (mortalité croissante)	Belaribi, 2018 ; Lazard et al., 1990
NH₃ non ionisé (mg/L)	< 0,1	> 0,1 (stress respiratoire)	Amal & Zamri-Saad, 2011

L'optimum thermique pour la croissance se situe entre 24 et 28 °C (Lacroix, 2004), pouvant s'étendre jusqu'à 28-32 °C selon les auteurs (Lazard, 2009). Pour la reproduction, la température optimale est comprise entre 26 et 28 °C, avec un minimum absolu de 22 °C en deçà duquel tout cycle reproductif est interrompu (Lazard et al., 1990 ; Mires, 1995) .

Oxygène dissous. Le tilapia se distingue par une tolérance remarquable aux faibles concentrations en oxygène, supérieure à celle de la plupart des autres téléostéens d'élevage (Belaribi, 2018). La croissance est optimale à partir de 5 mg O₂·L⁻¹ ; en dessous de 3 mg·L⁻¹, un stress respiratoire marqué se déclenche et la mortalité survient après environ six heures d'exposition (Malcolm et al., 2000). Cette tolérance constitue un atout majeur pour l'élevage en bassins peu aérés ou en systèmes semi-intensifs.

I.1.5.2 pH, salinité et composés azotés

pH. La tolérance du tilapia aux variations de pH est exceptionnellement large, l'espèce pouvant survivre dans des eaux dont le pH varie de 5 à 11 (Malcolm et al., 2000). L'optimum de croissance se situe dans une gamme plus restreinte, comprise entre 7 et 9 (Ross, 2000).

Salinité. Bien que classiquement associé aux eaux douces, le tilapia rouge est en réalité une espèce euryhaline présentant une remarquable plasticité osmotique héritée de ses deux espèces parentales (Hadjadji & Toumi, 2003). En conditions contrôlées, les alevins tolèrent des salinités allant jusqu'à 35 ‰, avec de bonnes performances de croissance, voire une légère amélioration liée à la réduction des dépenses énergétiques d'osmorégulation en condition isosmotique (Belaribi, 2018 ; Febry & Lutz, 1987). Au-delà de 35 ‰, la mortalité augmente significativement et atteint 100 % à 60 ‰ (Belaribi, 2018). La reproduction est progressivement inhibée entre 15 et 18 ‰ (Lazard et al., 1990 ; Malcolm et al., 2000). Ces propriétés osmotiques expliquent pourquoi le tilapia rouge constitue un candidat particulièrement adapté à la pisciculture des régions sahariennes algériennes, où la salinité naturelle des nappes phréatiques est élevée (Cherif & Djoumakh, 2015).

Composés azotés. Les déchets azotés excrétés par les poissons — principalement l'ammoniaque non ionisé (NH₃), les nitrites (NO₂⁻) et les nitrates (NO₃⁻) — doivent être maintenus en deçà de seuils

critiques pour préserver la santé et la croissance des géniteurs et des alevins. Les valeurs limites à respecter en élevage sont présentées dans le Tableau 7. L'ammoniaque non ionisé constitue le composé le plus toxique ; au-delà de $0,1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, les tilapias présentent des difficultés respiratoires et une susceptibilité accrue aux pathologies bactériennes, en particulier aux infections streptococciques (Amal & Zamri-Saad, 2011).

I.1.5.3 Habitat naturel

En milieu naturel, *O. niloticus* — espèce de référence pour le tilapia rouge — est un poisson benthopélagique des eaux tropicales douces et estuariennes, qui affectionne les zones peu profondes (0 à 6 mètres) bordant les lacs et les rivières larges, pourvues d'une végétation aquatique abondante servant à la fois de zone d'alimentation, de refuge et de reproduction (Lazard et al., 1990 ; FAO, 2018). Sa large amplitude écologique (euryèce, eurytope et euryhaline) explique en grande partie son succès comme espèce introduite à travers les régions tropicales et subtropicales du globe (Lazard et al., 1990).

I.1.6 Régime alimentaire et croissance

I.1.6.1 Alimentation naturelle et en élevage

En milieu naturel. Le tilapia rouge, comme ses espèces parentales, est essentiellement phytoplanctonophage en milieu naturel : son alimentation est principalement constituée de phytoplancton (Chlorophycées, Cyanophycées, Euglenophycées), filtré grâce à des branchiospines fines, longues et nombreuses (Lazard et al., 1990 ; Trewavas, 1983). Les alevins sont omnivores et se nourrissent essentiellement de cyanobactéries, de diatomées et d'algues vertes (Feradji & Rouaba, 2017) ; à mesure que le poisson grandit, il devient progressivement herbivore tout en conservant un comportement opportuniste lui permettant d'exploiter une grande diversité de ressources (Moriarty & Moriarty, 1973).

En élevage. En milieu artificiel, le tilapia rouge se révèle pratiquement omnivore et accepte une grande diversité de matières premières : tourteaux d'oléagineux, farines animales, sous-produits agro-industriels et aliments composés granulés formulés pour l'aquaculture intensive (Lazard et al., 1990 ; Lazard, 2009). Des travaux conduits en Algérie ont démontré qu'un aliment local formulé à base de luzerne, farine de poisson, son de blé, huile végétale et complément multivitaminé permet d'obtenir des performances de croissance très proches de celles obtenues avec un aliment commercial importé, à condition que la composition couvre l'ensemble des besoins nutritionnels essentiels (Abed & Beloufa, 2019).

Les besoins en protéines brutes varient selon le stade de développement et diminuent à mesure que la taille du poisson augmente (Jauncey & Ross, 1982). comme le synthétise le Tableau 8.

Table 7 Besoins en protéines brutes et tailles des granulés recommandés selon le stade de développement du tilapia. Source : d'après Jauncey & Ross (1982) ; Macintosh & De Silva (1984) ; Wee & Tuan (1988).

Stade	Poids / taille	Protéines brutes (%)	Taille du granulé
Larves (premières 24 h)	—	—	Solution liquide
Larves (J2 – J10)	—	50	500 µm
Larves (J10 – J30)	—	50	500-1 000 µm
Alevins	0,5 – 10 g	35-40	500-1 500 µm
Juvéniles	10 – 35 g	30-35	1-2 mm
Adultes	> 35 g	25-30	2-4 mm
Géniteurs	> 35 g	27,5-35	2-4 mm

I.1.6.2 Facteurs influençant la croissance

La vitesse de croissance du tilapia rouge est extrêmement variable d'un milieu à l'autre et dépend d'une combinaison de facteurs intrinsèques et environnementaux (Lazard & Legendre, 1996).

Facteurs intrinsèques. Le potentiel génétique constitue le déterminant fondamental. *O. niloticus* est reconnue pour sa croissance rapide, supérieure à celle des autres espèces du genre (Malcolm et al., 2000). Le sexe joue également un rôle déterminant à travers le dimorphisme sexuel de croissance déjà décrit (§2.2) : les mâles présentent des performances significativement supérieures à celles des femelles dès que les individus atteignent 20–40 g, ce qui justifie l'usage répandu des populations monosexes mâles en grossissement (Baroiller & Jalabert, 1989).

Facteurs zootechniques. En éclosion et en élevage intensif, la densité de peuplement constitue l'un des facteurs zootechniques majeurs à maîtriser. Mélard (1986) a démontré expérimentalement que la production d'alevins chute drastiquement au-delà d'une densité de 75 individus·m⁻², et devient nulle à partir de 250 individus·m⁻², en raison de l'effondrement de la territorialité des mâles reproducteurs. La qualité de l'aliment (composition, taille du granulé, fréquence de distribution) et la photopériode constituent les autres leviers zootechniques principaux d'optimisation des performances (Legendre &

Lévêque, 1996 ; Toguyeni, 1996). Il est à noter que *O. niloticus* est une espèce diurne dont la prise alimentaire s'effectue essentiellement durant la phase d'éclairement ; la distribution de l'aliment doit donc être adaptée à ce rythme (Toguyeni, 1996).

I.2 La reproduction naturelle d'*Oreochromis* sp

I.2.1 Maturité sexuelle et comportement reproductif

Le tilapia rouge (*Oreochromis* sp.), à l'instar de ses espèces parentales, appartient au groupe des incubateurs buccaux uniparentaux maternels (Trewavas, 1983 ; Philippart & Ruwet, 1982). Cette stratégie reproductive sophistiquée, qui associe la défense d'un territoire de ponte par le mâle à une protection maternelle prolongée de la progéniture, constitue l'un des fondements biologiques du succès aquacole de l'espèce (Lazard et al., 1990 ; Baroiller & Jalabert, 1989).

I.2.1.1 Taille et âge à la première maturité

Une caractéristique fondamentale du genre *Oreochromis* est la précocité sexuelle : la maturation peut être atteinte très tôt, chez des animaux de petite taille (Lowe-McConnell, 1958 ; Ruwet et al., 1976). Chez *O. niloticus*, espèce parentale majeure du tilapia rouge, les femelles acquièrent la maturité sexuelle dès 20 à 40 g de poids, soit généralement entre 3 et 6 mois en conditions d'élevage favorables (Malcolm et al., 2000 ; Trewavas, 1983). Plusieurs facteurs interviennent dans le déterminisme de cet âge à la première maturité : la disponibilité alimentaire, la température de l'eau, la photopériode, la densité de population et la pression sociale exercée par les conspécifiques (Lazard et al., 1990 ; Baroiller & Jalabert, 1989).

Une particularité importante doit être soulignée pour la conduite de l'élevage : en milieu confiné et en situation de compétition alimentaire intense, cette précocité sexuelle peut conduire à une surpopulation rapide des bassins, avec une tendance marquée au nanisme — phénomène par lequel les individus se reproduisent dès une taille très faible sans jamais atteindre une taille commercialisable (Hickling, 1960 ; Fryer & Iles, 1972 ; Lazard, 1984). Ce risque justifie le contrôle rigoureux de la densité de géniteurs en conditions d'écloserie.

I.2.1.2 Parade nuptiale, ponte et incubation buccale

Conditions de déclenchement. La reproduction est déclenchée par la combinaison de plusieurs facteurs environnementaux favorables, principalement la température et la photopériode (FAO, 2002). Le frai débute lorsque la température de l'eau atteint environ 20-22 °C, avec un optimum compris entre 26 et 28 °C (Boschung & Mayden, 2004 ; Lazard et al., 1990). En conditions optimales, *O. niloticus* peut se reproduire de manière continue tout au long de la saison chaude, voire toute l'année dans les régions tropicales (Boschung & Mayden, 2004).

Organisation en arène et parade nuptiale. Lorsque les conditions abiotiques deviennent favorables, les adultes migrent vers la zone littorale peu profonde. Les mâles se regroupent en arène de reproduction sur des substrats meubles, où chacun délimite son territoire et y creuse un nid en forme

d'assiette creuse (FAO, 2002 ; Moyle, 1976). Ils acquièrent alors une coloration nuptiale caractéristique constituant un signal visuel essentiel à la communication intraspécifique et à la séduction des femelles (Malcolm et al., 2000). Lorsqu'une femelle s'arrête au-dessus d'un nid, une parade nuptiale de synchronisation sexuelle s'engage (Ruwet et al., 1976 ; Lacroix, 2004).

Ponte fractionnée et fécondation. La ponte chez les *Oreochromis* est fractionnée : la femelle dépose successivement de petits lots d'ovules qui sont immédiatement fécondés par le mâle au moyen d'un jet de laitance (Shaw & Aronson, 1954 ; Philippart & Ruwet, 1982). La femelle reprend alors aussitôt les œufs fécondés dans sa cavité buccale, marquant le début de l'incubation buccale. L'ensemble de cette opération dure 1 h 30 à 2 heures, se déroulant généralement tôt le matin (Boschung & Mayden, 2004).

Incubation buccale maternelle. Une fois la ponte achevée, la femelle quitte l'arène et migre vers une zone protégée pour poursuivre l'incubation (Ruwet et al., 1976 ; Philippart & Ruwet, 1982). Durant cette phase, elle présente des signes morphologiques caractéristiques observables à l'œil nu : abaissement du plancher buccal, opercules légèrement écartés et mâchoire inférieure légèrement proéminente (Boukhriss, 2018 ; Lacroix, 2004) , comme illustré en Figure 7. L'éclosion des œufs survient dans la cavité buccale 4 à 5 jours après la fécondation à une température de 25-27 °C (Boukhriss, 2018 ; Mélard, 2014). Une fois la vésicule vitelline résorbée — soit environ 10 jours après l'éclosion —, les alevins sont progressivement libérés par la femelle en eau peu profonde (Ouedraogo, 2000 ; Lacroix, 2004). Les soins parentaux se prolongent encore quelques jours : au moindre danger, les alevins se réfugient dans la cavité buccale maternelle (Ruwet et al., 1976 ; Lacroix, 2004).



Figure 7 Femelle de tilapia rouge (Oreochromis sp.) en phase d'incubation buccale, bouche ouverte révélant les œufs. Source personnelle (2026).

Cycle de reproduction et fréquence des pontes. Le cycle de reproduction complet est court, permettant aux femelles d'effectuer plusieurs reproductions par an. En conditions optimales, chaque femelle peut produire une nouvelle cohorte d'alevins toutes les 4 à 6 semaines, selon une périodicité de 30 à 50 jours, pouvant atteindre jusqu'à 10 pontes par an (Coward & Bromage, 2000 ; Peña-Mendoza et al., 2005). Le Tableau 9 synthétise les différentes phases du cycle de reproduction telles qu'elles s'enchaînent après la mise en charge des géniteurs.

Table 8 Phases du cycle de reproduction des tilapias après mise en charge dans les bassins de ponte. Source : d'après Rothbard et al. (1983).

Phase du cycle de reproduction	Durée (jours)
Mise en charge, acclimatation, occupation des territoires	3-4
Parade nuptiale et ponte	1-2
Incubation buccale des œufs	4-5
Garde parentale et résorption de la vésicule vitelline	3-4
Fin de la garde parentale	2-3
Total du cycle reproductive	13-18

I.2.1.3 Fécondité et développement embryonnaire

Fécondité. Les *Oreochromis*, en tant qu'incubateurs buccaux à soin parental développé, produisent un nombre d'œufs sensiblement inférieur à celui des pondeurs sur substrat : quelques centaines à quelques milliers d'œufs par reproduction, selon la taille et l'état physiologique de la femelle (Baroiller & Jalabert, 1989 ; Lazard et al., 1990). Chez *O. niloticus*, la fécondité absolue varie typiquement de 1 000 à 6 000 œufs (Boschung & Mayden, 2004), et la fécondité relative augmente avec le poids de la femelle : une femelle de 100 g peut pondre environ 100 œufs, tandis qu'une femelle de 600 à 1 000 g en produit 1 000 à 1 500 (Van Eer et al., 2004). Plusieurs facteurs modulent cette fécondité : le poids et la taille de la femelle, la saison, la photopériode et la disponibilité alimentaire (Campos-Mendoza et al., 2004 ; Peña-Mendoza et al., 2005).

Caractéristiques des œufs. Les œufs des *Oreochromis* sont ovoïdes, mesurent 1,6 à 2 mm de grand axe, et présentent une coloration vert olive à jaune-doré à maturité (Boschung & Mayden, 2004 ;

Boukhriss, 2018). Ils sont dépourvus de substance collante — contrairement aux œufs des *Tilapia* pondteurs sur substrat —, ce qui est directement lié à leur reprise immédiate en bouche par la femelle après fécondation (Baroiller & Jalabert, 1989).

Développement embryonnaire et implications pour la collecte. Le développement embryonnaire se déroule intégralement dans la cavité buccale de la femelle, sur une durée d'environ 4 à 5 jours à 25-27 °C, durée variable selon la température (Mélard, 2014 ; Adjanke, 2011). Les principales étapes de développement jusqu'à la libération des alevins sont synthétisées dans le Tableau 10.

Table 9 Principales étapes du développement embryonnaire et larvaire chez le tilapia rouge en conditions d'écloserie ($T^{\circ} \approx 27^{\circ} \text{C}$). Source : d'après Boukhriss (2018) ; Lacroix (2004) ; Mélard (2014).

Stade	Délai post-fécondation (à 27 °C)	Événement clé
J0	Jour 0	Fécondation et reprise en bouche
J1-J3	1-3 jours	Segmentation, organogenèse précoce
J4-J5	4-5 jours	Éclosion dans la cavité buccale
J5-J10	5-10 jours	Résorption progressive du sac vitellin
J10-J15	10-15 jours	Libération des alevins ; début alimentation exogène

Un point essentiel doit être rappelé ici : si les œufs ou les alevins sont retirés artificiellement de la bouche de la femelle avant la fin de l'incubation naturelle, un nouveau cycle de maturation ovocytaire est immédiatement initié, réduisant l'intervalle inter-pontes de 25-33 jours à seulement 12-18 jours (Tacon et al., 1996 ; Smith & Haley, 1988). Ce mécanisme physiologique constitue le fondement des stratégies de collecte précoce appliquées en écloserie pour intensifier la production d'alevins.

I.2.2 Contrôle endocrinien de la reproduction

La reproduction chez le tilapia rouge est sous le contrôle d'un système endocrinien hiérarchisé : l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique (HHG). Ce système intègre les signaux environnementaux — température, photopériode, disponibilité alimentaire, contexte social — et les traduit en cascades hormonales régulant l'ensemble des étapes de la reproduction (Zohar et al., 2010 ; Legendre &

Lévêque, 1996). Sa compréhension est essentielle car elle explique scientifiquement pourquoi le contrôle des paramètres environnementaux en élevage suffit à stimuler ou à inhiber la reproduction sans recours à une induction hormonale chimique.

L'axe HHG se compose de trois niveaux, schématisés en Figure 8. L'**hypothalamus**, structure nerveuse située à la base du cerveau, joue le rôle d'intégrateur central : il reçoit les informations environnementales transmises par le système nerveux central et les convertit en signaux neuroendocriniens (Legendre & Lévêque, 1996). Ces facteurs, perçus par le système nerveux central, conditionnent directement l'activité hypothalamique et, par conséquent, l'ensemble du déclenchement reproductif. L'hypothalamus sécrète la **GnRH** (gonadotropin-releasing hormone), un décapeptide qui stimule l'**hypophyse** pour qu'elle libère les **gonadotropines** FSH et LH (Zohar et al., 2010). La FSH intervient principalement durant les phases précoces de la gamétogenèse, tandis que la LH déclenche la maturation finale des ovocytes et l'ovulation via la synthèse du stéroïde inducteur de la maturation (Nagahama, 1994 ; Legendre & Lévêque, 1996). Les **gonades**, organes-cibles de cet axe, assurent en retour la production des hormones stéroïdiennes sexuelles qui exercent un rétrocontrôle sur l'hypothalamus et l'hypophyse (Nagahama, 1994).

Il convient de noter que la libération des gonadotropines hypophysaires est soumise à un double contrôle : un contrôle positif par la GnRH et un contrôle négatif par la **dopamine**, neurotransmetteur hypothalamique dont l'effet inhibiteur est plus marqué chez les poissons que chez les mammifères (Legendre & Lévêque, 1996). Cet équilibre dynamique entre stimulation et inhibition détermine, à chaque instant, le niveau de sécrétion des gonadotropines et donc l'état d'avancement de la reproduction — ce qui explique pourquoi des conditions environnementales défavorables (basse température, photopériode courte) peuvent bloquer complètement le cycle reproductif même chez des géniteurs en bonne condition physiologique.

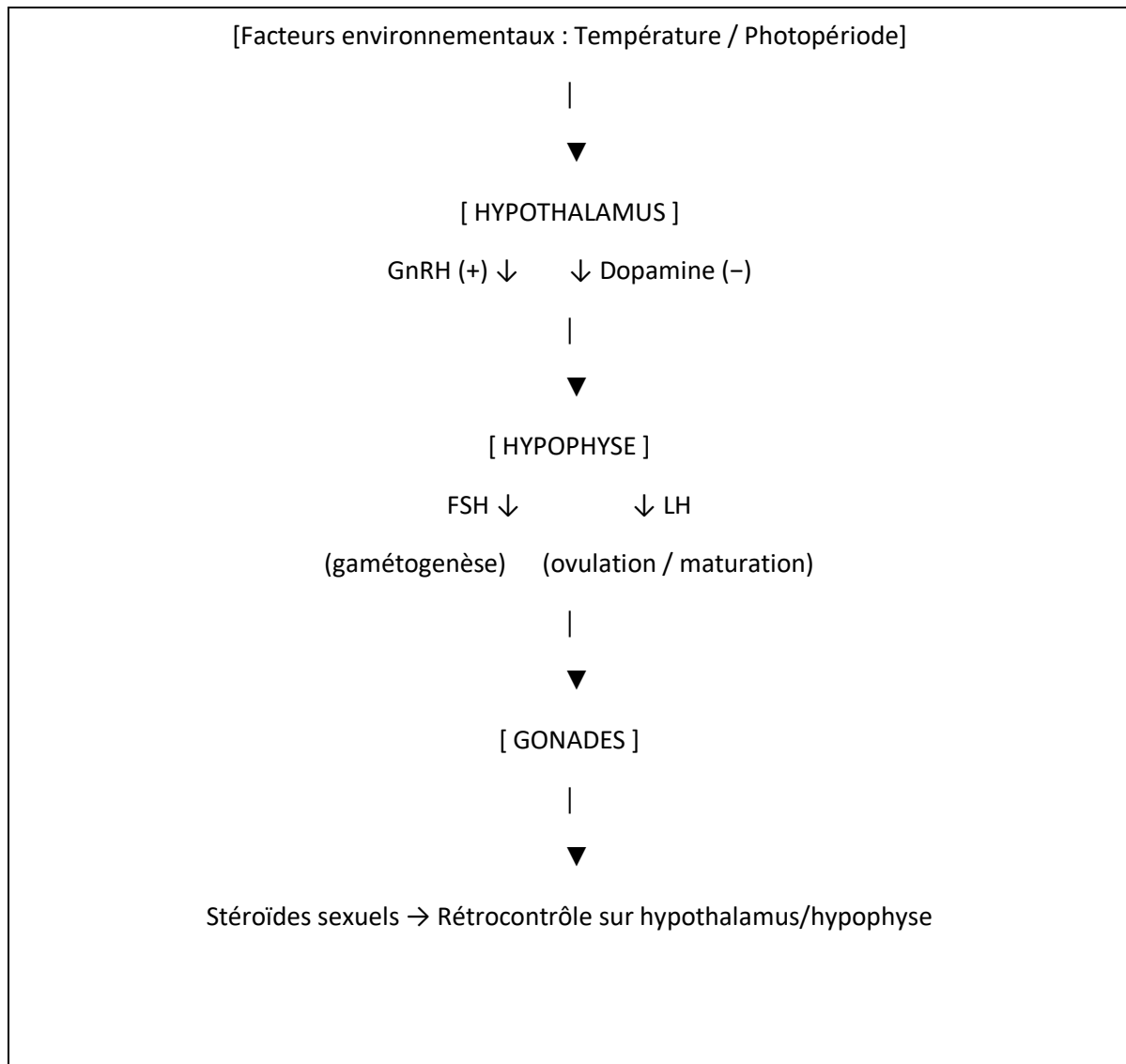


Figure 8 Schéma simplifié de l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique (HHG) chez les téléostéens. Source personnelle, d'après Zohar et al. (2010) et Legendre & Lévêque (1996).

I.2.3 Stress et impact sur la reproduction

I.2.3.1 Nature du stress et réponse physiologique

Le stress peut être défini comme la réponse physiologique que l'organisme met en place pour résister à une perturbation et rétablir son homéostasie (Schreck et al., 2001 ; Pickering, 1981). En conditions d'élevage, les tilapias sont exposés à de nombreux stressseurs — entassement, manipulations, transferts, variations brusques de température, abaissement du niveau d'eau — dont les effets sur la reproduction doivent être connus et maîtrisés (Iwama et al., 1997 ; Pankhurst, 2011).

La réponse physiologique au stress s'organise en trois niveaux successifs (Barton, 2002 ; Schreck et al., 2001) : une **réponse primaire** neuroendocrinienne caractérisée par la libération de catécholamines et de cortisol ; une **réponse secondaire** d'ajustements métaboliques, respiratoires et immunitaires ; et

une **réponse tertiaire** à l'échelle de l'organisme entier, incluant la diminution de la croissance et les modifications des performances reproductrices. Le **cortisol** constitue l'indicateur physiologique de stress le plus couramment mesuré chez les poissons, avec des concentrations basales inférieures à 5 ng·mL⁻¹ chez le tilapia, pouvant atteindre des valeurs très élevées en situation de stress aigu (Gennotte et al., 2012a).

I.2.3.2 Impact du stress sur la reproduction et implications pour la collecte par stress hydrique

Les travaux de Gennotte et al. (2012a) chez *O. niloticus* ont mis en évidence un effet **biphasique** du stress aigu sur la reproduction. D'un côté, le stress aigu peut **accélérer l'ovulation** : 63 % des femelles soumises à un stress aigu ont ovulé dans les 72 heures suivantes, contre seulement 7 % dans le groupe témoin (Gennotte et al., 2012a). Cette accélération suggère que l'élévation du cortisol agit comme un agent inducteur de la maturation finale chez le tilapia, ce qui constitue la base physiologique de l'utilisation du stress hydrique comme méthode de déclenchement de la libération des alevins en écloserie.

D'un autre côté, le stress aigu peut **réduire la fécondité** : les femelles stressées présentent une fécondité absolue et relative significativement inférieure à celle des femelles témoins (Gennotte et al., 2012a). Cependant, ni les taux de fécondation, ni les taux d'éclosion, ni les taux de survie des descendants à 10 jours post-fécondation n'ont été significativement affectés par le stress aigu (Gennotte et al., 2012a), suggérant l'existence de mécanismes maternels protégeant la qualité fondamentale des gamètes malgré l'élévation du cortisol (Schreck et al., 2001).

Ces résultats ont plusieurs implications pratiques pour la conduite de protocoles d'écloserie basés sur le stress hydrique :

- Le **stress hydrique contrôlé** (abaissement du niveau d'eau dans les bassins) constitue une méthode efficace et biologiquement justifiée pour déclencher la libération des alevins par les femelles incubatrices, sans recourir à une induction hormonale chimique ;
- Le stress doit rester **ponctuel et modéré** : un stress chronique ou répété réduirait la fécondité totale et altérerait les performances reproductrices sur le long terme ;
- La **qualité des alevins produits** (taux de survie, viabilité) n'est pas compromise par un stress aigu bien conduit, ce qui valide la pertinence de cette approche pour une production d'alevins de qualité en écloserie.

I.3 Maîtrise de la reproduction en écloserie

I.3.1 Intérêt du contrôle de la reproduction

Le tilapia est probablement le seul poisson qui se reproduit spontanément en élevage sans intervention humaine, dès que la température dépasse 22 °C (Lazard, 2009). Cette aisance reproductive constitue à la fois un atout et un défi pour la pisciculture (Lazard, 2023). D'un côté, elle a favorisé le démarrage des élevages dans les régions tropicales en assurant un approvisionnement continu en alevins. D'un autre côté, l'absence de synchronisation des pontes et la prolificité de l'espèce conduisent rapidement à une surpopulation des bassins de grossissement, avec un phénomène de nanisme qui compromet gravement la productivité (Hickling, 1960 ; Lazard, 1984 ; Lazard & Legendre, 1996).

Le contrôle de la reproduction en écloserie poursuit deux objectifs complémentaires (Legendre & Lévêque, 1996) : empêcher la reproduction anarchique en phase de grossissement, et organiser une production massive, synchronisée et prévisible d'alevins de qualité homogène. Cette maîtrise repose sur trois leviers principaux : la sélection et la gestion zootechnique des géniteurs, le contrôle des paramètres environnementaux, et la collecte assistée des alevins. Une telle approche, qui exploite et oriente le comportement reproductif naturel de l'espèce sans recourir à des techniques invasives, offre un compromis pertinent entre simplicité de mise en œuvre et efficacité productive, particulièrement adapté aux conditions des écloseries algériennes (Lazard, 2023).

I.3.2 Sélection et conditionnement des géniteurs

I.3.2.1 Critères de sélection et sex-ratio

La qualité des géniteurs conditionne directement les performances reproductrices obtenues. La sélection s'effectue selon des critères convergents portant sur la maturité sexuelle, l'état sanitaire et les caractéristiques morphométriques des individus (Badiane, 2018 ; Rbbani et al., 2025).

Pour les **femelles**, trois critères principaux sont retenus : un poids compris entre 150 et 300 g garantissant une fécondité optimale ; la présence de signes de maturité sexuelle avancée — papille génitale rougeâtre et proéminente, nageoires rosées, abdomen gonflé (Rbbani et al., 2025) ; et un état sanitaire irréprochable (absence de déformations, blessures, exophtalmie ou toute autre pathologie). Pour les **mâles**, les critères incluent un poids légèrement supérieur à celui des femelles (généralement supérieur à 200 g), la présence de laitance vérifiée par légère pression abdominale, et un état sanitaire correct (Badiane, 2018).

Le **sex-ratio** (rapport femelles/mâles) est un paramètre déterminant du rendement reproductif. Les recommandations de la littérature convergent vers un rapport de 3/1 (♀/♂) comme

compromis optimal, permettant une bonne couverture des femelles tout en limitant la compétition entre mâles (Guerrero, 1985). Certains auteurs ont utilisé des rapports plus élevés, jusqu'à 5/1 ou 7/1, sans observer de problèmes de fécondation insuffisante (Mélard & Philippart, 1981 ; Haller & Parker, 1981). Au-delà d'un sex-ratio de 3/1, un risque accru de perturbation des pontes par des femelles non reproductrices peut toutefois apparaître (Méthodes Pro Alv T. nilotica, 1990).

I.3.2.2 Effet de la densité de mise en charge

La densité de géniteurs influence directement la production d'alevins. Mélard (1986) a démontré expérimentalement que la production d'alevins chute drastiquement au-delà de 75 individus·m⁻² et devient nulle à partir de 250 individus·m⁻², en raison de l'effondrement de la territorialité des mâles reproducteurs. Ce mécanisme fondamental — la production d'alevins étant directement liée à la capacité des mâles à établir et défendre un territoire de reproduction — impose le choix d'une densité modérée, généralement de l'ordre de 3 à 4 individus·m⁻² en pratique (Méthodes Pro Alv T. nilotica, 1990).

I.3.2.3 Alimentation des géniteurs

L'alimentation des géniteurs doit répondre à des exigences nutritionnelles supérieures à celles des poissons de grossissement, en raison de l'investissement énergétique élevé que représente la production de gamètes. Les recommandations convergent vers un niveau de protéines brutes de 27,5 à 35 % avec une ration journalière de 2 % de la biomasse (Jauncey & Ross, 1982 ; Wee & Tuan, 1988). Une alimentation insuffisante ou déséquilibrée entraîne une dégradation directe des performances reproductrices : diminution de la fécondité, réduction de la fréquence des pontes et baisse de la qualité des œufs (Wee & Tuan, 1988).

I.3.3 Rôle des paramètres environnementaux dans la stimulation reproductive

Comme exposé au Chapitre II, l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique intègre les signaux environnementaux pour réguler la reproduction. Le contrôle de ces paramètres constitue donc le levier principal de la stimulation reproductive en éclosion, sans recours à une induction hormonale chimique.

La **température** est le facteur le plus déterminant. El-Gamal & El-Greisy (2005) ont démontré que l'augmentation de la température de 16 à 25 °C accélère significativement la maturation ovarienne finale et augmente l'indice gonado-somatique (IGS) chez *O. niloticus*. La reproduction est totalement inhibée en dessous de 19 °C (El-Naggar et al., 2000), et la période

la plus productive correspond à une plage thermique de 22 à 27 °C (El-Naggar et al., 2000 ; Lazard et al., 1990).

La **photopériode** constitue le second facteur majeur. Une photopériode prolongée — passage d'un régime court (9 heures de lumière) à un régime long (15 heures) — accélère significativement la maturation ovocytaire chez *O. niloticus* (El-Gamal & El-Greisy, 2005). L'effet combiné de la température et de la photopériode est synergique : la combinaison 15 heures de lumière / 25 °C donne les meilleurs résultats reproductifs, dépassant l'effet de chaque facteur pris isolément (El-Gamal & El-Greisy, 2005). Cette observation a une implication pratique directe pour les écloséries algériennes situées en zone nord : la combinaison d'un éclairage artificiel prolongé et du chauffage de l'eau permet d'obtenir des pontes hors saison et d'assurer une production continue d'alevins tout au long de l'année.

I.3.4 Détection des femelles incubatrice et collecte des alevins

I.3.4.1 Identification des femelles incubatrice

La détection des femelles incubatrice repose sur l'observation de signes morphologiques caractéristiques découlant directement du comportement d'incubation buccale décrit au Chapitre II : abaissement visible du plancher buccal entraînant un gonflement sous-mandibulaire, opercules légèrement écartés, mâchoire inférieure proéminente et comportement discret et peu alimentaire de la femelle (Lacroix, 2004 ; Boukhriss, 2018). Ces signes sont identifiables à l'œil nu par un observateur expérimenté et constituent la base de la surveillance quotidienne des bassins en éclosérie.

I.3.4.2 Méthodes de récolte des alevins

Deux approches principales sont décrites dans la littérature pour la récolte des alevins en conditions contrôlées.

La première, dite **collecte directe**, consiste à immobiliser manuellement la femelle incubante et à exercer une légère pression sur les mâchoires pour provoquer l'ouverture de la bouche et la libération des œufs ou alevins dans un récipient d'eau propre. Cette technique permet une collecte précise à un stade de développement maîtrisé, mais elle est invasive et stressante pour la femelle (Rothbard & Pruginin, 1975 ; Lazard et al., 1990).

La seconde, dite **collecte par stress hydrique**, repose sur l'abaissement du niveau d'eau dans le bassin, ce qui provoque un stress aigu chez les femelles incubatrices et les incite à libérer spontanément leurs alevins ou larves. Cette méthode, moins invasive, exploite directement le

mécanisme physiologique décrit par Gennotte et al. (2012a) — l'effet accélérateur du stress aigu sur la libération des alevins — et présente l'avantage de ne pas nécessiter la manipulation individuelle des femelles. Les alevins libérés sont ensuite collectés à l'aide d'une épuisette à mailles fines et transférés immédiatement vers les bassins de nurserie (Lazard et al., 1990).

Comme rappelé au Chapitre II, le retrait précoc des alevins de la bouche de la femelle — quelle que soit la méthode employée — réduit l'intervalle inter-pontes de 25-33 jours à seulement 12-18 jours (Tacon et al., 1996), ce qui constitue le fondement physiologique de la stratégie de collecte régulière pour maximiser la production annuelle d'alevins par femelle.

I.3.5 Induction hormonale :

L'induction hormonale vise à provoquer, par administration exogène d'hormones, la maturation finale des ovocytes et l'ovulation, palliant ainsi l'absence éventuelle de stimuli environnementaux suffisants en captivité (Legendre & Lévêque, 1996 ; Mylonas et al., 2010). Trois catégories de produits sont principalement utilisées chez le tilapia (Rbbani et al., 2025) :

- La **gonadotrophine chorionique humaine (hCG)**, qui agit directement sur les follicules ovariens en mimant l'action de la LH endogène. Chez *O. niloticus*, une dose unique de 2 UI·g⁻¹ de poids vif par voie intramusculaire permet d'obtenir des taux de fécondation moyens de 88,3 % et une survie larvaire de 90,5 % (Rbbani et al., 2025).
- Les **analogues de la GnRH (GnRHa)**, associés à des **antagonistes dopaminergiques** pour lever l'inhibition dopaminergique sur l'hypophyse (cf. Chapitre II, §2). Ces associations sont commercialisées sous forme de solutions prêtes à injecter : l'**Ovaprim** (sGnRHa + dompéridone) et l'**Ovaprel** (analogue GnRH mammalien + métoclopramide), administrés par injection intramusculaire (Legendre & Lévêque, 1996 ; Rbbani et al., 2025).
- L'**extrait de pituitaire de carpe (EPC)**, produit historique contenant un mélange naturel de gonadotropines (FSH et LH), dont l'utilisation reste limitée par sa variabilité de composition entre lots (Mylonas et al., 2010).

Le délai de latence entre l'injection et l'ovulation dépend étroitement de la température d'incubation : à 26-28 °C, l'ovulation survient typiquement 12 à 24 heures après injection de hCG (Rbbani et al., 2025). Il convient de noter que l'efficacité de toute induction hormonale dépend étroitement des conditions environnementales préalables : une induction réalisée chez des femelles maintenues à basse température ou en photopériode courte donne des résultats

nettement inférieurs à celle réalisée sur des femelles déjà engagées dans un cycle reproducteur stimulé par des conditions favorables (El-Gamal & El-Greisy, 2005).

II. Matériels et méthodes

II.1 Site expérimental et période d'étude

II.1.1 Présentation de la structure d'accueil

L'étude a été conduite au niveau de la ferme aquacole de l'Office National de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (ONDPA) de Douaouda-Mazafran, implantée dans la commune de Douaouda, wilaya de Tipaza, à proximité de l'embouchure de l'oued Mazafran. Cet établissement à vocation publique bénéficie d'une position géographique stratégique, à moins d'une cinquantaine de kilomètres à l'ouest d'Alger (Figure 9), ce qui renforce son rôle dans le développement de l'aquaculture continentale en Algérie.

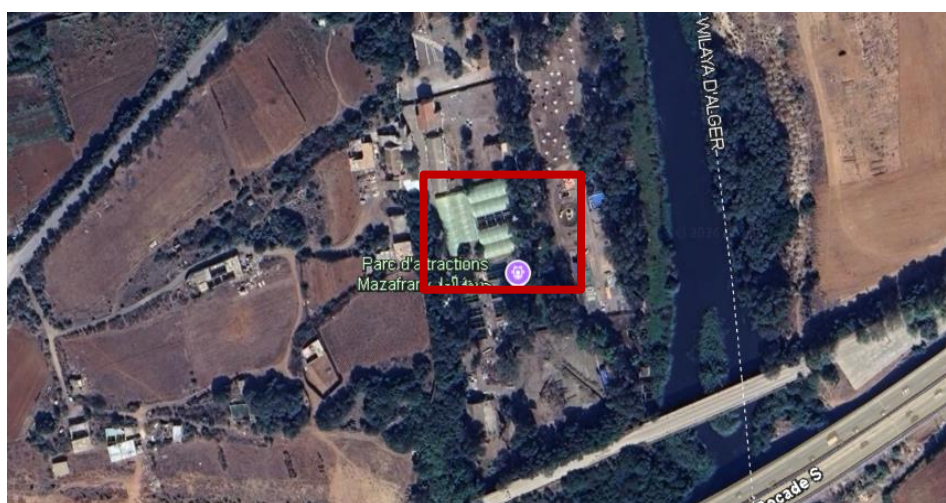


Figure 9 Vue satellitaire de la ferme aquacole ONDPA de Douaouda-Mazafran, wilaya de Tipaza. Google earth (2026).

La ferme est alimentée en eau douce par trois forages indépendants, garantissant une disponibilité en eau constante et indépendante des variations saisonnières des ressources superficielles. Elle bénéficie par ailleurs d'un climat méditerranéen caractérisé par des étés chauds et secs et des hivers doux et humides, offrant des conditions globalement favorables à l'élevage du tilapia. Rénovée en 2023, la structure est actuellement en phase d'extension visant à développer un cycle d'élevage complet incluant les stades de grossissement. Sa capacité de production actuelle est estimée à 4 à 5 millions d'alevins par an, faisant de cet établissement l'un des sites aquacoles de référence à l'échelle nationale.

L'ensemble des activités d'élevage et de reproduction se déroule à l'intérieur d'une serre aquacole couverte d'une bâche en nylon transparent (Figure 10). Ce matériau laisse passer la lumière naturelle tout en créant un effet de serre qui stabilise la température de l'eau, protège les bassins des variations climatiques extérieures et maintient un environnement thermiquement favorable à la reproduction des tilapias, en particulier durant la saison hivernale.



Figure 10 Vue extérieure de la serre aquacole de la ferme ONDPA de Douaouda-Mazafran. Source personnelle (2026).

La serre héberge un ensemble de 61 bassins aux fonctions spécifiques et complémentaires, répartis comme suit : 16 bassins d'une capacité unitaire de 10 m^3 et 36 bassins de 12 m^3 dédiés aux activités de reproduction, 3 grands bassins de 105 m^3 utilisés pour le pré-grossissement, le grossissement et le stockage des géniteurs, 1 bassin de 26 m^3 réservé au pré-grossissement, et 5 petits bassins destinés à l'alevinage de stade 1, dont 4 d'un volume de 1 m^3 et un de 2 m^3 . En complément, la station dispose de 18 bassins extérieurs d'un volume unitaire de 20 m^3 et 36 m^3 , dont 11 destinés aux stades d'alevinage 2 et de pré-grossissement, et 7 au grossissement et au stockage des géniteurs. La description détaillée des bassins et des équipements associés est présentée en Table 10

II.1.2 Période et durée du suivi expérimental

Le suivi expérimental a été conduit sur une période d'environ quatre mois, s'étendant de mars à juin 2026, au sein de la serre aquacole de la ferme ONDPA de Douaouda-Mazafran. Cette période couvre deux phases distinctes sur le plan thermique et biologique : la fin de l'hiver et le début du printemps, particulièrement pertinentes pour l'étude de la reproduction du tilapia rouge, dans la mesure où la montée progressive des températures printanières est connue pour stimuler l'activité reproductive de l'espèce (Lazard et al., 1990 ; El-Naggar et al., 2000). Des observations ont été effectuées de manière quotidienne tout au long de cette période, permettant un suivi continu des paramètres physico-chimiques de l'eau, de l'état sanitaire des géniteurs, de la détection des femelles incubatrice buccale et de la récolte des alevins. Cette présence régulière

sur site a constitué une condition indispensable à la fiabilité et à la cohérence des données collectées.

II.2 Matériel expérimental

II.2.1 Équipements de l'écloserie

- Bassins d'élevage

La serre aquacole héberge un ensemble de 61 bassins aux fonctions spécifiques et complémentaires, dont les caractéristiques sont présentées dans le Tableau 11.

Table 11 Répartition et caractéristiques des bassins de la serre aquacole de la ferme ONDPA de Douaouda-Mazafran.

Localisation	Nombre	Volume unitaire (m³)	Fonction
Intérieur serre	16	10	Reproduction
	36	12	Reproduction
	3	105	Pré-grossissement, grossissement et stockage géniteurs
	1	26	Pré-grossissement
	4	1	Alevinage stade 1
	1	2	Alevinage stade 1
Extérieur	11	20	Alevinage stade 2 et pré-grossissement
	7	36	Grossissement et stockage géniteurs
	1	625	Décantation

Les différents types de bassins présents dans la serre sont illustrés en Figure 11.



Figure 11 Bassins de reproduction (a) ,bassins de grossissement et stockage (b). bassins d'alevinage(c)et bassins de Pré-grossissement (d)

Systèmes d'équipement des bassins

L'ensemble de ces bassins est équipé de trois systèmes fonctionnels complémentaires, illustrés en Figure 12 : un système d'alimentation en eau assurant le renouvellement et le contrôle du débit, un système d'aération par diffuseurs garantissant une oxygénation continue du milieu d'élevage, et un système de réchauffement par serpentin constitué de tuyaux enroulés à l'intérieur desquels circule de l'eau chaude produite par une chaudière centrale. Ce dernier dispositif permet de transférer la chaleur à l'eau d'élevage et de maintenir des températures stables propices à la reproduction, notamment en période froide.

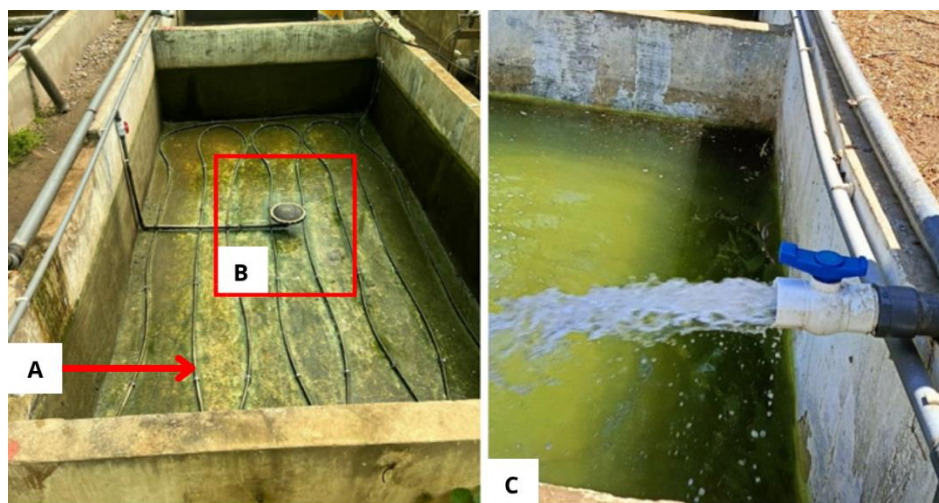


Figure 12 Équipements des bassins de la serre aquacole : système de réchauffement par serpentin (a), diffuseur d'oxygène (b) et système d'alimentation en eau (c). Source personnelle (2026).

Matériel de manipulation et de mesure

Les opérations de manipulation des géniteurs et de récolte des alevins ont nécessité l'utilisation d'un ensemble de matériels spécifiques, décrits ci-après.

- **Épuisettes et salabres**

Les épuisettes et salabres à mailles fines ont été utilisés pour la capture et le prélèvement des poissons dans les bassins d'élevage. Leur usage permet de manipuler les individus en limitant le stress mécanique et en réduisant les risques de blessures, notamment lors de la détection et de la récolte des femelles incubatrices (Kachou et Kaddouri, 2022), comme illustré en Figure 13.



Figure 13 Matériel de capture : salabre utilisé pour les géniteurs (a) et épuisette à mailles fines utilisée pour les alevins (b). Source personnelle (2026).

Gants

Le port de gants a été systématiquement adopté lors des manipulations des géniteurs. Ils assurent une meilleure prise en main des individus, préviennent leur glissement et protègent l'opérateur contre les épines operculaires.

Seaux et récipients

Des seaux et récipients de différentes contenances ont été utilisés pour le maintien temporaire des poissons entre les étapes de manipulation, ainsi que pour leur transfert d'un bassin à l'autre dans les meilleures conditions possibles, comme illustré en Figure 14.



Figure 14 Seaux et récipients utilisés pour le maintien et le transfert temporaire des poissons.
Source personnelle (2026).

Bol gradué

Le dénombrement des alevins récoltés a été réalisé par la méthode volumétrique par pesée, à l'aide d'un bol gradué. Cette méthode consiste à remplir le bol avec les individus récoltés jusqu'à un volume de référence, puis à extrapoler le nombre total d'alevins à partir du nombre contenu dans cette quantité de référence. Simple et rapide, elle permet une estimation fiable des effectifs sans manipulation excessive des alevins (El-Sayed, 2006).

Tamis

Des tamis de différentes mailles ont été employés pour le tri des alevins récoltés selon leur classe de taille. Les individus de taille inférieure à 5 cm étaient orientés vers les bassins de pré-grossissement, tandis que ceux atteignant ou dépassant 5cm étaient dirigés vers les bassins de grossissement., comme illustré en Figure 15.



Figure 15 Tamis de différentes mailles utilisés pour le tri des alevins par classe de taille. Source personnelle (2026).

Balance et règle

Une **balance** et une **règle** ont été utilisées conjointement lors des contrôles biométriques périodiques pour la détermination respectivement du poids corporel et de la longueur totale (Figure 16).



Figure 16 Balance utilisées pour les contrôles biométriques des géniteurs. Source personnelle (2026).

TDS-mètre

Le suivi quotidien des paramètres physico-chimiques de l'eau a été assuré par un TDS-mètre (**Figure 17**), permettant la mesure de la température et du pH directement au niveau des bassins d'élevage. Les relevés ont été effectués chaque matin à heure fixe, conformément au protocole de suivi décrit en section 3.3.



Figure 17 TDS-mètre utilisé pour le suivi quotidien des paramètres physico-chimiques de l'eau. Source personnelle (2026).

- **Bleu de méthylène**

Le bleu de méthylène a été utilisé à deux fins complémentaires. Lors des opérations de sexage, son application au niveau de l'orifice uro-génital a facilité la visualisation de la papille génitale, rendant la détermination du sexe plus aisée, notamment chez les femelles dont l'orifice peut être partiellement obstrué (El-Sayed, 2006). Il a également été employé comme agent antifongique de première intention lors de la détection de signes cutanés évocateurs d'une infection fongique.

II.2.2 Matériel biologique : géniteurs utilisés

II.2.2.1 Origine et historique des géniteurs

La présente étude porte principalement sur le tilapia rouge (*Oreochromis* sp.), hybride aquacole issu du croisement entre plusieurs espèces du genre *Oreochromis*, dont notamment *O. niloticus* et *O. mossambicus* (El-Sayed, 2006), dont les caractéristiques morphologiques ont été présentées au Chapitre I (voir Figure 2). Les géniteurs de tilapia rouge élevés à la ferme ONDPA de Douaouda-Mazafran sont issus de deux souches importées : une souche d'origine égyptienne et une souche d'origine thaïlandaise. La souche thaïlandaise, issue d'un programme d'amélioration génétique, se distingue par une morphologie corporelle robuste et une forte résistance aux variations des conditions environnementales, ce qui la rend particulièrement adaptée à l'élevage intensif (Hamzah et al., 2008). La souche égyptienne présente quant à elle de bonnes performances de croissance et une résistance satisfaisante dans des conditions d'élevage stables (El-Sayed et al., 2021).

En cas de besoin de renouvellement ou de déficit en géniteurs, la ferme fait appel à des individus provenant d'autres structures aquacoles locales. C'est ainsi qu'une quantité complémentaire de

géniteurs a été obtenue auprès de la ferme aquacole d'Aïn Defla afin de compléter les effectifs dans les bassins de reproduction (Figure 18). Les géniteurs de tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) utilisés dans l'étude comparative proviennent également de cette même ferme.



Figure 18 Sélection des géniteurs de tilapia rouge dans les bassins de la ferme aquacole d'Aïn Defla. Source personnelle (2026).

II.2.2.2 Mise en quarantaine des géniteurs

À leur arrivée à la ferme ONDPA de Douaouda-Mazafran, les géniteurs provenant de la ferme d'Aïn Defla ont été placés en quarantaine dans deux bassins distincts et isolés du reste du cheptel. Cette mesure préventive, indispensable lors de tout transfert de poissons entre structures d'élevage, visait à prévenir l'introduction de pathogènes susceptibles de compromettre la santé du stock en place (Feradji & Rouaba, 2017). Les individus ont été maintenus en observation pendant une semaine, au cours de laquelle certains ont présenté des signes d'altération de l'état sanitaire sans atteindre un stade pathologique grave.

À l'issue de cette période d'observation, un premier traitement préventif a été appliqué sous forme de bain de sel non iodé, dont les propriétés osmotiques et antiseptiques sont reconnues pour réduire la charge bactérienne cutanée et favoriser la cicatrisation des lésions superficielles (Amal & Zamri-Saad, 2011). En raison de la présence de lésions fongiques observées chez certains individus, un second traitement a ensuite été réalisé, associant un bain de bleu de méthylène au sel non iodé. Le bleu de méthylène, agent antifongique et antibactérien de première intention couramment utilisé en aquaculture, agit par inhibition des processus oxydatifs des agents pathogènes (El-Sayed, 2006). À l'issue de ces traitements, les individus ayant recouvré un état sanitaire satisfaisant ont été intégrés aux bassins de reproduction.

II.2.2.3 Critères de sélection des géniteurs

La sélection des géniteurs a été réalisée selon des critères rigoureux visant à garantir la qualité reproductrice du stock et la fiabilité des résultats expérimentaux. Seuls les individus présentant un état général satisfaisant ont été retenus : absence de blessures, de malformations ou de signes cliniques de maladie, coloration vive et caractéristique de l'espèce, nage active et comportement normal. Les individus présentant des anomalies morphologiques telles que la scoliose ou la cécité unilatérale ont été systématiquement écartés (El-Sayed, 2006). Un spécimen représentatif des géniteurs de tilapia rouge sélectionnés est illustré en Figure 19.



Figure 19 Géniteur de tilapia rouge (*Oreochromis sp.*) sélectionné pour le protocole de reproduction. Source personnelle (2026).

Sur le plan biométrique, les femelles retenues présentaient un poids compris entre 200 et 600 g, tandis que les mâles sélectionnés se situaient dans une fourchette de 400 à 800 g. Ces gammes de poids correspondent à des individus ayant atteint leur maturité sexuelle et présentant un potentiel reproducteur optimal pour la conduite d'un protocole de reproduction en conditions contrôlées (Badiane, 2018).

Tableau 12 Le poids et la longueur totale des géniteurs sélectionnés

Individus	Femelles Pt (g)	Femelles Lt (cm)	Mâles Pt (g)	Mâles Lt (cm)
1	398	27	707	36
2	405	30	608	35
3	530	30	439	31
4	346	28	740	37
5	495	32	700	38
6	461	30.5	666	38
7	244	26	695	37
8	445	29	766	36
9	700	36	797	36
10	419	31	720	37
11	476	28		
12	409	30		
13	336	28		
14	523	32		

15	579	33		
16	378	27		
17	450	29		
18	420	30		
19	250	26		
20	430	31		
21	381	27		
22	420	29		
23	431	29		
24	515	32		
25	454	28		
26	584	34		
27	430	30		
28	402	27.5		
29	424	31.5		
30	369	27		

II.3 Sexage des géniteurs

La détermination du sexe a été réalisée par examen visuel de la papille génitale, à l'œil nu ou après application de bleu de méthylène pour en faciliter la visualisation (voir Figure 4). Chez le mâle, la papille génitale se présente sous une forme protubérante et convexe, en saillie vers l'extérieur, tandis que chez la femelle, elle apparaît arrondie et concave, orientée vers l'intérieur. En complément, une légère pression abdominale a été exercée sur les individus afin de provoquer l'émission d'un fluide par l'orifice uro-génital : l'émission de laitance confirme le sexe mâle, tandis que la libération d'ovules confirme le sexe femelle. Le recours au bleu de méthylène s'est révélé particulièrement utile lorsque la différenciation morphologique de la papille était peu perceptible, notamment chez les femelles dont l'orifice uro-génital pouvait être partiellement obstrué.

II.3.1 Constitution des lots et sex-ratio

Les géniteurs sélectionnés ont été répartis selon un sex-ratio de 3 femelles pour 1 mâle (3F:1M), conformément aux pratiques courantes en aquaculture du tilapia, ce ratio étant reconnu comme favorable à l'optimisation de la production d'alevins (Popma & Masser, 1999 ; Guerrero, 1985). Chaque lot de reproduction était ainsi composé de 10 mâles et de 30 femelles, soit 40 géniteurs au total par bassin d'expérimentation.

Lors de la mise en place des lots, les mâles ont été introduits en premier dans les bassins afin de leur permettre d'établir leur territoire avant l'arrivée des femelles. Cette pratique favorise l'expression du comportement reproducteur naturel des mâles, qui creusent des nids et attirent les femelles pour la ponte et la fécondation (El-Sayed, 2006 ; Lazard et al., 1990).

En parallèle, un lot de tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*), constitué selon les mêmes critères de sélection et le même sex-ratio, a été mis en place dans des conditions d'élevage identiques afin de permettre une comparaison interspécifique des performances reproductrices.

II.4 Étude des appareils reproducteurs par dissection

La dissection a été réalisée sur quatre individus de tilapia rouge, dont deux femelles et deux mâles, afin d'étudier leurs appareils reproducteurs. Avant la dissection, la longueur totale (Lt) et le poids total (Wt) de chaque individu ont été mesurés à l'aide d'une règle graduée et d'une balance électronique. Une incision ventrale a ensuite été pratiquée afin d'exposer les organes internes et d'observer les gonades. (Figure 20) présente les différentes étapes de cette procédure appliquée aux individus étudiés.

Individus	Sexe	Mesure de la longueur	La pesée	La Dissection
1	Femelle			
2	Mâle			
3	Femelle			
4	Mâle			

Figure 20 Étapes de la dissection réalisées sur les individus étudiés : mesure de la longueur totale, pesée et ouverture de la cavité abdominale.

II.5 Étude comparative entre le tilapia rouge et le tilapia du Nil

II.5.1 Mise en place du dispositif comparatif

Le 07 mai 2026, deux lots de géniteurs supplémentaires ont été acquis auprès d'une ferme piscicole située à Aïn Defla afin de compléter l'effectif de la station d'étude. Chaque lot était constitué de 40

géniteurs, répartis en 10 mâles et 30 femelles, soit un sex-ratio de 1 mâle pour 3 femelles. Le premier lot était composé de tilapia rouge (*Oreochromis* sp.), tandis que le second constituait le lot de comparaison de tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*).

Les femelles des deux espèces présentaient un poids compris entre 200 et 350 g, tandis que les mâles avaient un poids variant entre 400 et 600 g. À leur arrivée, les individus ont été placés en quarantaine, puis sexés avant leur répartition dans les bassins expérimentaux. Les deux groupes ont ensuite été maintenus dans des conditions environnementales identiques et ont bénéficié du même régime alimentaire, afin de garantir la comparabilité des observations et d'assurer une comparaison fiable des performances reproductives entre les deux espèces.

II.6 Conditions d'élevage et paramètres environnementaux

II.6.1 Suivi et analyses des paramètres de l'eau

II.6.1.1 Suivi quotidien sur le terrain

Au cours de la période d'étude, la température de l'eau a fait l'objet d'un suivi quotidien au niveau des bassins d'élevage, ce paramètre étant le facteur environnemental le plus déterminant pour l'activité reproductive du tilapia rouge. Les mesures ont été effectuées chaque matin à heure fixe à l'aide d'un TDS mètre, et consignées quotidiennement pour l'ensemble des bassins suivis, permettant de retracer l'évolution thermique sur toute la durée de l'expérimentation (Figure 21).



Figure 21 Mesure des paramètres physico-chimiques à l'aide du TDS-mètre au niveau des bassins d'élevage. Source personnelle (2026).

II.6.1.2 Analyses physico-chimiques et bactériologiques au laboratoire de l'ENSSMAL

En complément du suivi de terrain, des analyses ont été réalisées au laboratoire de l'ENSSMAL, portant sur les paramètres physico-chimiques et la qualité microbiologique de l'eau des bassins d'élevage.

II.6.1.2.1 Préparation du matériel et des milieux de culture

La verrerie et le matériel de laboratoire ont été stérilisés par autoclavage à 121°C pendant 15 minutes. Les milieux de culture ont été préparés conformément aux recommandations des fabricants et stérilisés dans les mêmes conditions.

II.6.1.2.2 Prélèvement et transport des échantillons

Les prélèvements ont été réalisés le 14 mai 2026 à trois points représentatifs du circuit d'eau de la ferme : l'eau de forage, le bassin D1 et le bassin 5B (Figure 22). Les échantillons destinés aux analyses physico-chimiques ont été recueillis dans des flacons de 1 000 mL ; ceux destinés aux analyses microbiologiques dans des flacons en verre stériles de 2 litres par point, soit un volume total de 6 litres. Les flacons ont été placés dans une glacière et acheminés le jour même au laboratoire afin de garantir l'intégrité des échantillons.



Figure 22 Prélèvement des échantillons d'eau au niveau des bassins de la ferme ONDPA de Douaouda-Mazafran. Source personnelle (2026).

II.6.1.2.3 Méthodes d'analyses physico-chimiques

pH. : Mesuré par potentiométrie à l'aide d'un pH-mètre inoLab pH 7110 (WTW), équipé d'une électrode combinée, étalonné avec des solutions tampons de référence(Figure 23) . Résultats exprimés en unités pH.

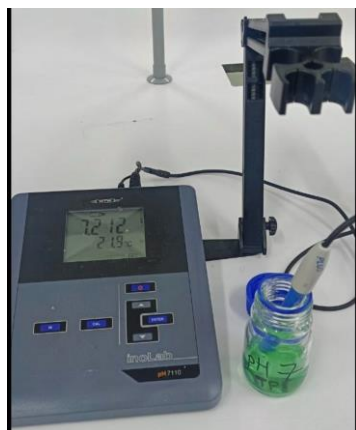


Figure 23 pH-mètre inoLab pH 7110 utilisé pour la mesure du pH. Source personnelle (2026).

Conductivité et salinité. Mesurées par conductimétrie à l'aide d'un conductimètre inoLab Cond 7110 (WTW) (Figure 24) . La salinité est calculée automatiquement à partir de la conductivité mesurée. Résultats exprimés en $\mu\text{S}/\text{cm}$ ou mS/cm pour la conductivité, et en g/L pour la salinité.



Figure 24 Conductimètre inoLab Cond 7110 utilisé pour la mesure de la conductivité et de la salinité. Source personnelle (2026).

Oxygène dissous. Mesuré par ampérométrie à l'aide d'un oxymètre inoLab Oxi 7310 (WTW), équipé d'une sonde à membrane sélective avec correction automatique de la température (Figure 25) . Résultats exprimés en mg/L.



Figure 25 Oxymètre inoLab Oxi 7310 utilisé pour la mesure de l'oxygène dissous. Source personnelle (2026).

Turbidité. Mesurée par néphélométrie infrarouge à l'aide d'un turbidimètre portable Lovibond TB 300 IR, étalonné avec les disques certifiés fournis avec l'appareil (Figure 26) . Résultats exprimés en NTU.



Figure 26 Turbidimètre portable Lovibond TB 300 IR utilisé pour la mesure de la turbidité. Source personnelle (2026).

II.6.1.2.4 Méthodes d'analyses bactériologiques

II.6.1.2.4.1 Méthode dénombrement

Le dénombrement des micro-organismes dans les échantillons d'eau a été réalisé par la technique de filtration sur membrane (Figure 27). Préalablement à la filtration, des dilutions successives ont été préparées dans de l'eau physiologique stérile jusqu'à la dilution 10^{-3} , afin d'obtenir un nombre de colonies dénombrable compris entre 15 et 150 par boîte de Petri (Rodier, 2009). La filtration a ensuite été effectuée sur membrane à porosité (de $0.45\mu\text{m}$) , assurant la rétention des micro-

organismes présents dans l'échantillon. Après filtration, chaque membrane a été déposée, face filtrante vers le haut, sur la surface du milieu de culture approprié préalablement coulé en boîte de Petri, puis placée en étuve dans les conditions d'incubation correspondant au germe recherché.



Figure 27 Rampe de filtration sur membrane utilisée pour le dénombrement des micro-organismes. Source personnelle (2026).

Recherche des coliformes totaux et fécaux

La recherche a été effectuée sur milieu Tergitol 7, incubé à 37 °C pendant 24-48 h pour les coliformes totaux, et à 44 °C pendant 24 h pour les coliformes fécaux (Figure 28). Les colonies typiques apparaissent jaunes à jaune-orangé par fermentation du glucose, tandis que les colonies non coliformes restent bleues à bleu-vert, permettant une différenciation visuelle directe (Rodier, 2009).



Figure 28 Boîtes de Petri sur milieu Tergitol 7 après incubation pour la recherche des coliformes totaux et fécaux. Source personnelle (2026).

Recherche des streptocoques fécaux

Le dénombrement presomptif a été réalisé sur milieu Slanetz et Bartley (37 °C / 44-48 h) (Figure 29). Les colonies typiques se présentent en rouge, rose vif ou rouge brique, résultant de la

réduction du TTC. La confirmation sur milieu BEA (44 °C / 2 h) repose sur l'hydrolyse de l'esculine, se traduisant par un noircissement caractéristique du milieu autour des colonies positives (Rodier, 2009).



Figure 29 Boîtes de Petri sur milieu Slanetz et Bartley pour la recherche des streptocoques fécaux. Source personnelle (2026).

Recherche de *Staphylococcus* spp.

L'isolement a été réalisé sur milieu Chapman (37 °C / 24-48 h) (Figure 30). Les souches fermentant le mannitol, dont les souches pathogènes de *S. aureus*, produisent des colonies jaunes entourées d'un halo jaune. Les souches non fermentantes donnent des colonies roses à rouges sans modification du milieu environnant (Rodier, 2009).

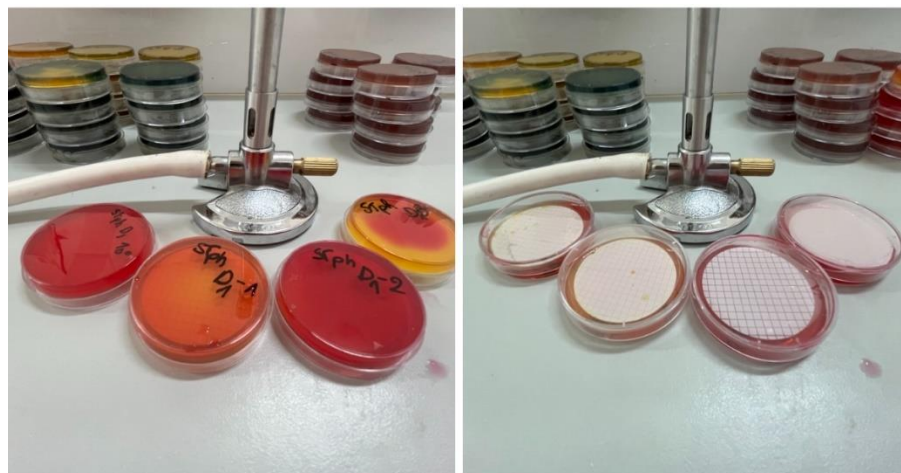


Figure 30 Boîtes de Petri sur milieu Chapman pour la recherche de *Staphylococcus* spp. Source personnelle (2026).

Recherche de *Salmonella* spp.

Le protocole conforme à la norme ISO 6579 comprend un pré-enrichissement (37 °C / 18 h), un enrichissement sélectif sur SFB (37 °C / 18-24 h), puis un isolement sur milieux SS et Hektoen (37 °C / 24 h) (Figure 31). Sur milieu SS, les colonies de *Salmonella* apparaissent incolores à translucides, avec un centre noir éventuel lié à la production d'H₂S, tandis que les entérobactéries lactose-positives donnent des colonies roses facilement différenciables. Sur milieu Hektoen, les colonies suspectes présentent une teinte bleu-vert centrées d'un point noir, contrastant avec les colonies jaune-saumon des espèces compétitrices (Rodier, 2009).

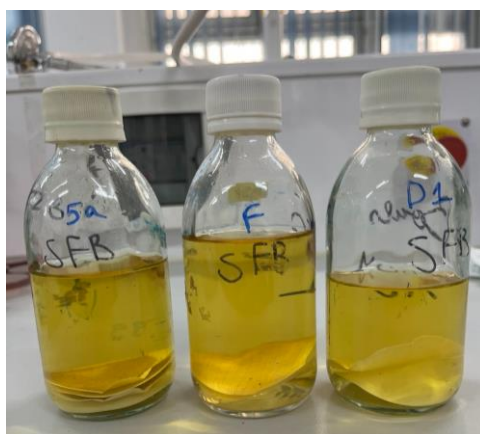


Figure 31 Flacons de SFB utilisés pour l'enrichissement sélectif dans la recherche de *Salmonella* spp. Source personnelle (2026).

Recherche de *Vibrio* spp.

Après enrichissement sélectif sur EPA (37 °C / 6 h), l'isolement a été réalisé sur milieu TCBS (37 °C / 24 h) (Figure 32). Les espèces saccharose-positives telles que *V. cholerae* produisent des colonies jaunes, tandis que les espèces saccharose-négatives comme *V. parahaemolyticus* donnent des colonies vertes à bleu-vert, permettant une orientation présomptive d'identification (Rodier, 2009).



Figure 32 Flacons d'EPA et tubes à essai utilisés pour l'enrichissement sélectif dans la recherche de Vibrio spp. Source personnelle (2026).

II.7 Alimentation des géniteurs

L'alimentation des géniteurs a été assurée par un aliment commercial formulé, spécifiquement conçu pour répondre aux besoins nutritionnels des tilapias selon leur stade de développement. Différentes tailles de granulés ont été utilisées en fonction du stade et de la taille des poissons, conformément aux recommandations en vigueur pour la conduite des reproducteurs en élevage intensif (Jauncey & Ross, 1982), comme illustré en Figure 33.



Figure 33 Différents aliments commerciaux utilisés selon les stades de développement du tilapia rouge : (a) aliment des alevins de stade 1 ; (b) aliment des juvéniles ; (c) aliment des pré-géniteurs ; (d) aliment des géniteurs. Source : personnelle (2026).

II.8 Surveillance sanitaire et gestion des géniteurs

II.8.1 Protocole de surveillance sanitaire quotidienne

Un suivi sanitaire rigoureux des géniteurs a été assuré tout au long de la période expérimentale. Chaque matin, lors des opérations de nourrissage et de relevé des paramètres physico-chimiques, une observation visuelle systématique de l'ensemble des bassins a été réalisée. Les critères observés portaient sur le comportement général des individus — nage active ou anormale, regroupement en surface, mouvements erratiques — ainsi que sur leur état externe : présence de lésions cutanées, de taches blanchâtres évocatrices d'infections fongiques, d'exophtalmie, de déformations ou de toute autre anomalie morphologique. La prise alimentaire a également constitué un indicateur indirect de l'état de santé des géniteurs, une baisse d'appétit pouvant signaler un stress ou une pathologie débutante. L'ensemble des observations a été consigné de manière régulière afin de permettre un suivi chronologique des événements sanitaires survenus au cours de l'étude.

II.8.2 Gestion des cas pathologiques

Au cours de la période de suivi, plusieurs cas pathologiques ont été observés chez les géniteurs des deux souches. Les affections les plus fréquemment rencontrées étaient l'exophtalmie, caractérisée par une saillie anormale d'un ou des deux globes oculaires (Figure 34), et l'anémie, reconnaissable par une pâleur marquée des branchies et des muqueuses ainsi qu'une léthargie comportementale.



Figure 34 Cas d'exophtalmie observé chez un géniteur de tilapia rouge (Oreochromis sp.). Source personnelle (2026).

Les géniteurs provenant de la ferme d'Aïn Defla ont fait l'objet d'une mise en quarantaine et d'un traitement prophylactique à leur arrivée à la ferme ONDPA, tels que décrits en section 2.2. Par ailleurs, un cas de mycose cutanée a été observé chez l'un de ces individus lors de son introduction (Figure 35). Cette affection, caractérisée par la présence de plaques blanchâtres à aspect cotonneux à la surface du corps, n'a pas été attribuée aux conditions d'élevage de la station

expérimentale mais à l'état sanitaire initial du poisson au moment de son transfert. L'individu concerné a été pris en charge conformément au protocole sanitaire en vigueur à la ferme, reposant sur l'administration de bains au sel non iodé associés au bleu de méthylène, afin de limiter la progression de l'infection fongique.



*Figure 35 Cas de mycose cutanée observé chez un géniteur de tilapia rouge (Oreochromis sp.).
Source personnelle (2026).*

II.8.3 Renouvellement des géniteurs

Le maintien d'un stock de géniteurs fonctionnel et conforme aux exigences expérimentales tout au long de la période d'étude a nécessité un suivi rigoureux et continu des effectifs. Tout individu présentant une pathologie sévère, une altération de l'aptitude reproductrice ou un état de mortalité a été systématiquement retiré du bassin expérimental et remplacé sans délai, afin d'assurer la stabilité de la densité d'élevage et le respect strict du sex-ratio initialement défini. Les géniteurs introduits en remplacement ont été sélectionnés selon les mêmes critères biométriques et sanitaires appliqués aux individus de départ, conformément aux conditions décrites en section 2.2.

II.9 Protocole de reproduction en conditions contrôlées

II.9.1 Détection des femelles incubatrices

La détection des femelles en phase d'incubation buccale a été réalisée par observation visuelle directe, effectuée quotidiennement lors des rondes matinales dans les bassins de reproduction. Cette méthode repose sur l'identification de signes comportementaux et morphologiques caractéristiques des femelles incubatrices : distension notable de la région gulaire traduisant la présence de larves ou d'alevins dans la cavité buccale, réduction ou arrêt de la prise alimentaire,

isolement par rapport au reste du groupe, nage ralentie et posture légèrement inclinée. Ces indicateurs, bien que non quantifiables de manière strictement instrumentale, constituent des critères fiables et couramment utilisés pour le repérage des femelles incubatrices en conditions d'élevage (Lowe-McConnell, 1982 ; El-Sayed, 2006). La fréquence de détection des femelles incubatrices a été enregistrée tout au long de la période expérimentale, permettant d'établir un suivi de la dynamique reproductive du stock de géniteurs.

II.9.2 Méthodes de récolte des larves et des alevins

II.9.2.1 Récolte par stress hydrique

La première méthode consistait à provoquer un stress modéré chez les géniteurs par un abaissement progressif du niveau d'eau dans le bassin de reproduction. Cette perturbation environnementale contrôlée favorise la libération spontanée des larves ou des alevins incubés par les femelles incubatrices, conformément au mécanisme physiologique décrit au Chapitre II (section 3.2). Les larves et alevins libérés étaient ensuite récupérés à l'aide d'une épuisette à mailles fines afin de limiter les pertes, comme illustré en Figure 36.



Figure 36 Récolte des larves et alevins par abaissement du niveau d'eau : bassin en cours de vidange partielle (a) et récupération à l'épuisette (b). Source personnelle (2026).

II.9.2.2 Striping buccal manuel

Le striping buccal consistait à capturer la femelle incubatrice puis à extraire manuellement les larves ou les alevins contenus dans sa cavité buccale par une légère ouverture de la bouche et une manipulation délicate de la région gulaire. Les différentes étapes de cette opération sont illustrées en Figure 37.



Figure 37 Étapes du stripage buccal manuel chez une femelle incubatrice de tilapia rouge ,Source personnelle (2026).

II.9.2.3 Transfert des géniteurs entre bassins

Une troisième méthode reposait sur le transfert temporaire des géniteurs d'un bassin vers un bassin adjacent. Cette opération facilitait la récupération des larves ou des alevins restés dans le bassin initial et permettait également certaines opérations de gestion des lots reproducteurs.

Quelle que soit la méthode de récolte utilisée, chaque manipulation des géniteurs constituait également une occasion d'évaluer leur état sanitaire et reproducteur. Les individus étaient examinés visuellement afin de détecter d'éventuels signes pathologiques tels que les lésions cutanées, les déformations, l'exophtalmie, l'anémie ou tout autre comportement anormal. L'état reproducteur était également vérifié par l'observation de la région génitale ainsi que par l'identification des femelles incubatrices.

Les géniteurs présentant un état sanitaire satisfaisant étaient réintroduits dans leur bassin d'origine ou transférés vers le bassin adjacent selon la méthode de récolte appliquée. En revanche, tout individu présentant un état de santé dégradé, une faiblesse marquée ou une anomalie susceptible d'affecter ses performances reproductrices était retiré du lot et remplacé selon les critères définis en section 2.2. Cette procédure permettait de maintenir la qualité sanitaire du cheptel reproducteur et d'assurer la continuité de l'activité de reproduction dans des conditions optimales.

II.9.3 Dénombrement, pesée et transfert des larves et alevins récoltés

II.9.3.1 Dénombrement par méthode volumétrique

Une fois récoltés, les larves et alevins étaient dénombrés selon la méthode volumétrique, consistant à remplir un bol gradué avec les individus récoltés jusqu'à atteindre un volume de référence, puis à extrapoler le nombre total à partir du nombre d'individus contenu dans cette quantité de référence.

Simple et rapide à mettre en œuvre, cette méthode permet une estimation fiable des effectifs sans manipulation excessive des jeunes stades (El-Sayed, 2006).

II.9.3.2 Détermination du poids moyen individuel

Afin de caractériser le stade de développement des larves et alevins récoltés, le poids moyen individuel a été déterminé par pesée d'un échantillon représentatif. Un sous-échantillon d'alevins a été prélevé et placé dans un récipient tare ; le poids total de l'échantillon a été mesuré à la balance, puis le nombre d'individus composant cet échantillon a été compté manuellement. Le poids moyen individuel a ensuite été calculé selon la formule suivante :

Poids moyen (g) = Poids total de l'échantillon (g) / Nombre d'individus de l'échantillon

À titre d'exemple, un échantillon de 219 alevins pesait 30 g, donnant un poids moyen individuel de 0,14 g par alevin.

II.9.3.3 Tri par classe de taille

Un tri systématique des individus récoltés était effectué en fonction de leur taille à l'aide de tamis de mailles adaptées : les individus de taille inférieure à 2,5 cm étaient orientés vers les bassins d'alevinage de premier stade, tandis que ceux atteignant ou dépassant 3 cm étaient transférés vers les bassins d'alevinage de deuxième stade.

II.9.4 Élevage des larves et alevins après récolte

II.9.4.1 Premier stade d'alevinage

Après leur récolte et leur dénombrement, les alevins étaient transférés vers les bassins d'alevinage de premier stade. Durant cette phase, leur alimentation reposait principalement sur la production naturelle du milieu, constituée de phytoplancton (« eau verte ») se développant naturellement dans les bassins, complétée par le zooplancton présent dans l'eau ainsi que par des distributions d'Artémia afin de couvrir les besoins nutritionnels des jeunes stades larvaires.

II.9.4.2 Deuxième stade d'alevinage

Après une période d'élevage d'environ 18 à 20 jours, les alevins étaient transférés vers les bassins d'alevinage de deuxième stade. À ce stade, l'alimentation naturelle était progressivement remplacée par un aliment commercial inerte distribué sous forme de poudre fine, adapté à la taille et aux besoins nutritionnels des poissons en croissance.

II.9.4.3 Destination des alevins produits

À l'issue du deuxième stade d'alevinage, deux destinations étaient possibles pour les poissons produits. Une partie des lots était commercialisée sous forme d'alevins destinés à d'autres exploitations

aquacoles ; les individus étaient alors conditionnés dans des sacs de transport oxygénés afin d'assurer leur survie durant le transfert (Figure 38). L'autre partie était transférée vers les bassins de pré-grossissement où les poissons poursuivaient leur croissance avant leur orientation vers les unités de grossissement.



Figure 38 Conditionnement des alevins de tilapia rouge dans des sacs de transport oxygénés destinés à la commercialisation. Source personnelle (2026).

III. Résultats et discussion

III.1 Paramètres physico-chimiques et microbiologiques de l'eau

Les résultats relatifs aux paramètres physico-chimiques et microbiologiques de l'eau, recueillis au niveau de la ferme ONDPA (Douaouda-Mazafran, Tipaza), sont présentés dans cette section pour les trois points de prélèvement retenus : l'eau de forage (source), le bassin 5A et le bassin D1 (bassins de géniteurs).

III.1.1 Température de l'eau

Le suivi quotidien de la température de l'eau au cours de la période d'étude a mis en évidence des variations liées aux conditions climatiques ainsi qu'au fonctionnement du système de chauffage des bassins. Durant les périodes froides, caractérisées par un fonctionnement partiel du système de chauffage, les valeurs enregistrées se situaient entre 24 et 26 °C. En période tempérée à chaude, la température oscillait entre 26 et 29 °C. Ces valeurs sont globalement conformes à l'optimum thermique recommandé pour la reproduction du tilapia rouge, fixé entre 26 et 28 °C selon Lazard et al. (1990) et El-Naggar et al. (2000).

III.1.2 pH, oxygène dissous, salinité et composés azotés

Les résultats des analyses physico-chimiques réalisées au laboratoire de l'ENSSMAL sont présentés dans le Tableau 12.

Table 13 Résultats des analyses physico-chimiques de l'eau aux trois points de prélèvement de la ferme ONDPA de Douaouda-Mazafran (14 mai 2026).

Paramètre	Eau de forage	Bassin 5A	Bassin D1
pH	7,41	7,99	7,94
Oxygène dissous (mg/L)	3,83	2,94	3,49
Turbidité (NTU)	3,27	5,14	0,92
NH ₄ (mg/L)	0,9762	1,3612	3,5782
NO ₂ (mg/L)	0,1528	1,8761	2,4117
NO ₃ (mg/L)	1,1246	3,8949	5,1725
Conductivité	7,48	8,84	8,80

Salinité (g/L)	4,1	4,9	4,9
----------------	-----	-----	-----

Les résultats des analyses physico-chimiques mettent en évidence une légère augmentation du pH dans les bassins d'élevage par rapport à l'eau de forage (7,41 contre 7,94–7,99). Cette évolution peut s'expliquer par l'aération de l'eau ainsi que par l'activité photosynthétique des microalgues, qui consomment le dioxyde de carbone (CO₂) et entraînent une légère augmentation du pH.

Les concentrations en composés azotés (NH₄⁺, NO₂⁻ et NO₃⁻) étaient plus élevées dans les bassins que dans l'eau de forage. Cette augmentation est probablement liée aux rejets azotés issus du métabolisme des poissons, aux aliments non consommés ainsi qu'à la dégradation de la matière organique. La transformation progressive de l'ammonium en nitrites puis en nitrates par les bactéries nitrifiantes traduit le fonctionnement normal du cycle de l'azote dans les bassins d'élevage.

Malgré ces variations, les valeurs mesurées sont restées compatibles avec les exigences du tilapia. Selon El-Sayed (2006), le maintien de paramètres physico-chimiques adaptés constitue un facteur essentiel pour assurer de bonnes performances zootechniques et reproductives. Les résultats obtenus indiquent ainsi que les conditions du milieu étaient globalement favorables au maintien des géniteurs et au déroulement de la reproduction durant la période de suivi.

III.1.3 Analyses microbiologiques

Les résultats des analyses microbiologiques de l'eau, exprimés en unités formant colonies par millilitre (UFC/mL), sont présentés dans le Tableau 13

Tableau 13 — Résultats des analyses microbiologiques de l'eau aux trois points de prélèvement de la ferme ONDPA de Douaouda-Mazafran (14 mai 2026).

Table 14 Résultats des analyses microbiologiques de l'eau aux trois points de prélèvement de la ferme ONDPA de Douaouda-Mazafran (14 mai 2026).

Paramètre microbiologique	Eau de forage	Bassin 5A	Bassin D1
Coliformes totaux	Absence	1 000 UFC/mL	Absence
Coliformes fécaux	Absence	Absence	21 000 UFC/mL
Streptocoques fécaux	Absence	59 000 UFC/mL	40 000 UFC/mL

Staphylocoques	Absence	5 000 UFC/mL	2 000 UFC/mL
Salmonella	Absence	Absence	Absence
Vibrio	Absence	Absence	Absence

Les analyses microbiologiques ont été réalisées afin d'évaluer l'état sanitaire de l'eau utilisée dans les différents bassins d'élevage. Les résultats obtenus ont révélé des différences entre les points de prélèvement étudiés.

L'eau de forage a présenté une absence totale des germes recherchés, notamment les coliformes totaux, les coliformes fécaux, les streptocoques fécaux, les staphylocoques, Salmonella et Vibrio, témoignant d'une bonne qualité microbiologique à la source.

Dans les bassins d'élevage, la présence de certains groupes microbiens a toutefois été observée à des niveaux variables selon les sites de prélèvement. Les analyses ont néanmoins confirmé l'absence de Salmonella et de Vibrio dans l'ensemble des échantillons étudiés.

L'absence de ces bactéries pathogènes majeures constitue un indicateur favorable pour la conduite de l'élevage. Toutefois, la présence de certains germes indicateurs dans les bassins souligne l'importance d'un suivi microbiologique régulier afin de prévenir toute dégradation de la qualité sanitaire de l'eau.

Les résultats obtenus indiquent ainsi que la qualité microbiologique de l'eau utilisée au niveau de la station demeure globalement compatible avec les activités d'élevage du tilapia, tout en nécessitant une surveillance continue des différents bassins de production.

III.2 La dissection

L'observation de l'appareil reproducteur du tilapia rouge (*Oreochromis* sp.) a permis d'évaluer l'état de maturation sexuelle des géniteurs utilisés durant le suivi de la reproduction. Des dissections ont été réalisées sur deux femelles et deux mâles afin de caractériser l'aspect morphologique des gonades et de confirmer leur aptitude à la reproduction (Figure 39).

Individus	Sexe	Appareil reproducteur
1	Femelle	
2	Mâle	
3	Femelle	
4	Mâle	

Figure 39 Les appareils reproducteurs des individus disséqués.

Chez les deux femelles (1 et 3), les ovaires apparaissent bien développés, de teinte orange-brunâtre, avec une surface lobée et granuleuse. Ces caractéristiques indiquent un stade de maturation avancé, correspondant à une phase de pré-ponte ou de ponte active chez les femelles reproductrices (Guenet et al., 2004 ; Coward & Bromage, 2000).

Le premier mâle présente des testicules allongés, lisses et de couleur blanchâtre à rose pâle, traduisant une activité spermatogénétique importante. Cette morphologie est typique des mâles sexuellement matures, prêts à la production et à l'émission de sperme (El-Sayed, 2006).

Chez le second mâle, les testicules sont longs, fins et présentent une bifurcation marquée. Leur texture compacte et leur coloration rosée suggèrent également une maturité sexuelle complète. Toutefois, leur finesse peut indiquer soit une phase de fin de cycle spermatique, soit un début de repos reproducteur (Gjedrem, 2000).

III.3 Suivi de la reproduction

III.3.1 Taille des géniteurs

Les mesures effectuées sur les géniteurs utilisés dans les bassins de reproduction ont montré une différence nette entre les mâles et les femelles.

Chez les femelles, le poids observé variait généralement entre 250 et 600 g. Ces valeurs correspondent à des individus sexuellement matures capables d'assurer la production et l'incubation des œufs dans de bonnes conditions.

Chez les mâles, le poids variait entre 400 et 800 g. Cette différence de taille entre les deux sexes est caractéristique des tilapias, chez lesquels les mâles présentent généralement une croissance plus rapide et une masse corporelle supérieure à celle des femelles.

Selon El-Sayed (2006), les géniteurs présentant une bonne condition corporelle possèdent généralement de meilleures performances reproductrices, notamment en termes de fécondité, de qualité des gamètes et de fréquence des pontes. Les valeurs observées au cours de cette étude indiquent que les géniteurs utilisés présentaient un développement satisfaisant et une maturité compatible avec les objectifs de production de la station.

III.3.2 Comportement des géniteurs

Au cours de la période de reproduction, plusieurs comportements caractéristiques ont été observés chez les géniteurs de tilapia rouge (*Oreochromis* sp.).

Les mâles ont manifesté une activité territoriale importante, accompagnée de la préparation et de la défense de zones de reproduction. Des comportements de nidification ont également été observés, traduisant leur préparation au frai et leur aptitude à attirer les femelles.

Après l'accouplement, les femelles fécondées assuraient l'incubation buccale des œufs. Ce comportement maternel a été observé de façon régulière durant toute la période de suivi. Les femelles incubatrices présentaient généralement une diminution de leur activité alimentaire, phénomène fréquemment rapporté chez les tilapias incubateurs buccaux.

Selon Lowe-McConnell (2000), l'incubation buccale constitue une stratégie de protection parentale permettant d'améliorer la survie des 5 et des larves durant les premières phases du développement. Cette stratégie entraîne cependant une réduction temporaire de l'alimentation chez les femelles, qui consacrent une grande partie de leur énergie à la protection de leur progéniture.

La présence régulière de femelles incubatrices ainsi que l'expression des comportements de territorialité et de nidification indiquent que les géniteurs étaient bien adaptés aux conditions d'élevage et présentaient une activité reproductrice soutenue.

III.3.3 Développement des œufs

Lors du suivi de la reproduction du tilapia rouge (*Oreochromis* sp.), plusieurs stades de développement embryonnaire ont été observés au niveau des œufs incubés dans la cavité buccale des femelles. Les différences de coloration et d'aspect morphologique ont permis de distinguer les principaux stades du développement embryonnaire (Figure 40).

Les premiers stades étaient représentés par des œufs de couleur jaune clair, caractérisés par l'absence de structures embryonnaires visibles. Ces œufs correspondaient à une phase précoce du développement durant laquelle les divisions cellulaires étaient encore en cours.

Au stade intermédiaire, les œufs présentaient une coloration plus intense, traduisant une progression du développement embryonnaire. La différenciation des tissus devenait progressivement visible et les structures internes apparaissaient plus distinctes.

Les stades les plus avancés étaient caractérisés par une coloration orangée et par l'apparition des yeux embryonnaires clairement visibles. À ce stade, l'embryon était pratiquement entièrement formé et proche de l'éclosion. La présence de ces différents stades au cours du suivi témoigne de l'activité reproductrice continue observée chez les géniteurs.

Selon El-Sayed (2006), le développement embryonnaire des tilapias est fortement influencé par les conditions environnementales, notamment la température de l'eau, qui agit directement sur la vitesse de développement et la durée d'incubation. Les observations réalisées durant cette étude sont conformes aux stades décrits dans la littérature pour les espèces du genre *Oreochromis*.

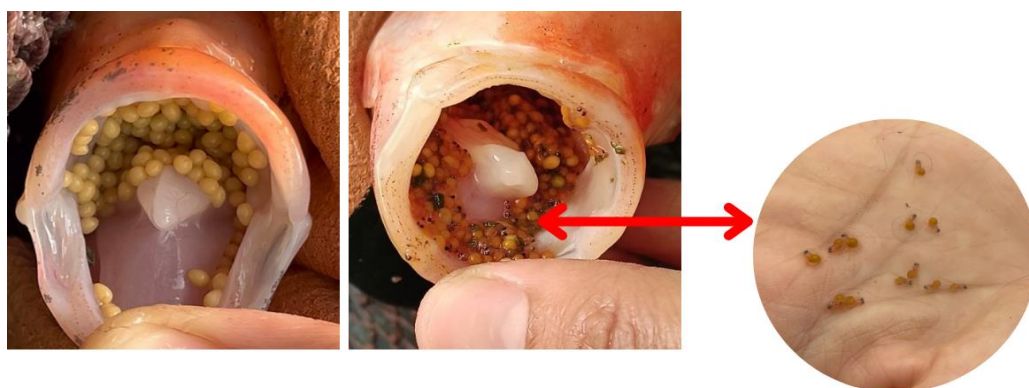


Figure 40 Éclosion des œufs de tilapia rouge

III.3.4 Récolte des alevins

La récolte des alevins (Figure 41) était réalisée quotidiennement après la détection des femelles incubatrices et l'éclosion des œufs. Cette opération constituait une étape essentielle du protocole de reproduction mis en œuvre à la station.

Les observations effectuées ont montré une activité reproductrice régulière tout au long de la période favorable à la reproduction. La présence quasi quotidienne de femelles incubatrices a permis d'assurer une production continue d'alevins. Les quantités récoltées étaient généralement importantes et faisaient l'objet d'estimations en raison du nombre élevé d'individus produits.

Le nombre total d'alevins produits durant la période de suivi allant du 07 mai au 07 juin a été estimé à environ 120000 individus, avec une moyenne proche de 3000 à 5000 alevins par récolte. Au cours des périodes de forte activité reproductrice, les effectifs observés dépassaient largement plusieurs milliers d'individus.

Le poids moyen individuel des alevins récoltés a été déterminé par pesée d'un échantillon représentatif de 219 individus, dont le poids total était de 30 g. Le calcul selon la formule:

$$\text{Poids moyen} = \text{Poids total} / \text{Nombre d'individus}$$

a donné un poids moyen de 0,14 g par alevin, valeur cohérente avec le stade de développement observé lors de la récolte et conforme aux données rapportées dans la littérature pour ce stade chez *O. niloticus* (El-Sayed, 2006)

Cette production importante traduit la bonne adaptation des géniteurs aux conditions d'élevage de la station ainsi que l'efficacité du système de reproduction naturelle contrôlée mis en place. Le taux de fécondation et d'éclosion a été estimé à environ 90 %, les pertes observées demeurant faibles et occasionnelles.

Selon Popma et Masser (1999), les performances reproductrices élevées observées chez les tilapias sont généralement associées à des conditions favorables de température, d'alimentation et de qualité d'eau. Les résultats obtenus au cours de cette étude confirment le potentiel reproducteur élevé du tilapia rouge dans les conditions d'élevage de la station.



Figure 42 les alviens recoltee dans le bassin de nurserie source persenelle (2026)

III.4 Incidents observés après le transfert des alevins

Au cours de la période de suivi, la mortalité observée chez les alevins est demeurée globalement faible. Toutefois, un incident ponctuel a été enregistré lors d'une opération de tri réalisée après l'abaissement du niveau d'eau dans un bassin.

Cette manipulation a entraîné un stress important chez les jeunes stades, particulièrement sensibles aux variations brusques de leur environnement. Une mortalité limitée a alors été observée chez certains alevins.

Par ailleurs, comme cela est fréquemment rapporté en aquaculture, les opérations de transfert et de manipulation constituent des phases critiques pouvant affecter temporairement la survie des jeunes poissons lorsque les conditions de manipulation ne sont pas optimales.

Selon El-Sayed (2006), les stades larvaires et post-larvaires présentent une sensibilité élevée aux manipulations répétées, aux variations du niveau d'eau et aux changements brusques des conditions environnementales. Une gestion rigoureuse de ces opérations permet de limiter les pertes et d'améliorer les performances d'alevinage.

Malgré cet incident ponctuel, les taux de survie observés durant l'ensemble de la période de suivi sont restés satisfaisants, traduisant une bonne maîtrise générale des conditions d'élevage.

III.4.1 Problèmes comportementaux : cannibalisme

Au cours de l'élevage, des cas de cannibalisme ont été observés entre les alevins. Les individus de plus grande taille manifestaient parfois un comportement agressif envers les plus petits (Figure 43), entraînant des pertes au sein de certains lots.



Figure 44 Différences de taille observées entre les alevins de Oreochromis sp

Ce phénomène a été favorisé par l'hétérogénéité de croissance observée entre les individus. Les différences de taille devenaient progressivement plus marquées au fur et à mesure du développement des alevins, augmentant ainsi le risque de prédation intra-spécifique.

Afin de limiter ces pertes, des opérations régulières de tri ont été réalisées pour séparer les individus selon leur taille et réduire les interactions entre les classes de croissance différentes. Cette pratique a contribué à améliorer l'homogénéité des lots et à diminuer les risques de cannibalisme.

Selon Baras et Jobling (2002), le cannibalisme constitue un phénomène fréquemment observé chez les poissons élevés en conditions intensives lorsque des différences importantes de taille apparaissent au sein d'un même lot. Une gestion adaptée des densités d'élevage et un tri régulier permettent généralement de limiter ce comportement.

III.5 Résultats de l'étude comparative entre le tilapia rouge et le tilapia du Nil

À l'issue de la mise en reproduction, des différences notables ont été observées entre les deux espèces quant au délai d'entrée en activité reproductive.

Chez le tilapia rouge, les premières manifestations reproductives ont été constatées entre 10 et 15 jours après la mise en reproduction, témoignant d'une reprise rapide de l'activité sexuelle dans les conditions de la station.

En revanche, aucune activité reproductrice n'a été enregistrée chez le tilapia du Nil durant cette même période. Les premières femelles incubatrices appartenant à cette espèce n'ont été observées qu'à partir du 10 juin, soit environ un mois après celles du tilapia rouge.

III.6 Surveillance sanitaire et gestion des géniteurs

III.6.1 Cas pathologiques enregistrés

Au cours de la période de stage, plusieurs anomalies sanitaires ont été observées chez les géniteurs de tilapia rouge (*Oreochromis* sp.). L'identification de ces cas reposait sur un diagnostic clinique de terrain, établi à partir des signes observés sur les poissons ainsi que sur l'expertise de l'ingénieure d'État en aquaculture chargée du suivi sanitaire des bassins.

Trois cas d'exophtalmie ont été enregistrés respectivement le 14 avril, le 20 avril et le 6 mai. Les poissons concernés présentaient une protrusion anormale du globe oculaire. Ces individus ont été immédiatement retirés des bassins de reproduction et transférés vers le bassin 6L destiné à l'isolement et au traitement des poissons malades. Aucun phénomène de propagation n'a été observé et les cas sont restés isolés.

Par ailleurs, entre 15 et 20 individus ont présenté des signes compatibles avec un état anémique. Ces poissons se caractérisaient par une pâleur générale du corps, une décoloration du tégument ainsi qu'une rougeur anormale des branchies. Les individus concernés représentaient une faible proportion du stock total de géniteurs et aucune mortalité massive associée à ces symptômes n'a été observée.

D'autres anomalies sanitaires ponctuelles ont également été relevées au cours du suivi. Un cas de mycose a été observé chez un géniteur, mais le poisson est décédé avant la mise en place du traitement prévu. Deux femelles incubatrices ont présenté une contamination fongique des œufs maintenus dans la cavité buccale. Les œufs infectés ont été retirés et les femelles transférées vers le bassin 6L afin de limiter tout risque de propagation.

Un cas de kyste bactérien localisé au-dessus de l'œil a également été observé. Après application d'un traitement au bleu de méthylène, le poisson a été placé en isolement dans le bassin 6L. Un autre individu présentant un gonflement corporel accompagné de difficultés de nage a également été retiré du lot reproducteur et placé sous surveillance.

De manière générale, tout poisson présentant des signes d'inflammation, une accumulation excessive de graisse ou des hémorragies au niveau de l'orifice génital était retiré des bassins de reproduction et transféré vers le bassin d'isolement pour prise en charge.

III.6.2 Mortalités et remplacements effectués

Durant la période de suivi, deux mortalités ont été enregistrées chez les femelles reproductrices. La première femelle a été retrouvée morte au cours de la nuit et remplacée dès sa détection. La

seconde a été observée morte lors d'un contrôle matinal et a également été remplacée immédiatement afin de maintenir l'effectif reproducteur prévu.

Une troisième mortalité concernait un individu atteint de mycose, décédé avant le début du traitement qui devait lui être administré.

Afin de garantir la continuité du programme de reproduction, les poissons morts ou retirés pour raisons sanitaires ont été remplacés par des individus présentant un meilleur état sanitaire et reproducteur.

III.6.3 Suivi de l'état sanitaire des géniteurs

Le bassin 6L (Figure 45) a joué un rôle central dans la gestion sanitaire du cheptel reproducteur. Utilisé comme bassin d'isolement et de traitement, il a permis la prise en charge rapide des poissons présentant des signes cliniques anormaux.



Figure 46 Bassin d'isolement et de traitement .

Les traitements appliqués reposaient principalement sur l'utilisation de Flazol dissous dans l'eau du bassin, associé selon les besoins à du sel non iodé. Après plusieurs jours de traitement, une amélioration de l'état sanitaire a été observée chez la majorité des individus isolés.

La plupart des poissons traités ont pu être réintroduits ultérieurement dans les bassins de reproduction, limitant ainsi les conséquences des épisodes pathologiques sur la disponibilité des géniteurs.

Le principal impact observé sur le protocole de reproduction concernait les deux femelles incubatrices présentant une contamination fongique des œufs. Le retrait et l'élimination des œufs infectés ont entraîné la perte de ce lot reproductif. En dehors de cet épisode, aucun effet majeur sur la continuité de la production d'alevins n'a été constaté.

Les observations sanitaires réalisées durant le stage indiquent un état sanitaire globalement satisfaisant du lot de géniteurs. Les différents cas observés sont restés ponctuels et isolés, sans évolution vers une situation épidémique.

La faible fréquence des cas d'exophtalmie ainsi que l'absence de propagation observée suggèrent une maîtrise efficace des mesures de surveillance sanitaire mises en œuvre au niveau de la station.

Les cas d'exophtalmie, de kyste bactérien et d'inflammation observés peuvent être rapprochés des infections opportunistes décrites chez les poissons d'élevage. Selon Poggi (1990), cité par Bensaber et Berichi (2020), certaines bactéries opportunistes peuvent provoquer des lésions cutanées et muqueuses lorsque les conditions environnementales deviennent favorables à leur développement. Cette hypothèse demeure cohérente avec les résultats microbiologiques obtenus au niveau des bassins de géniteurs.

Les cas de mycose observés chez les géniteurs et les œufs incubés rejoignent également les observations rapportées dans des études antérieures réalisées sur le même site. L'utilisation du sel non iodé comme traitement complémentaire s'est révélée adaptée et conforme aux recommandations formulées en aquaculture pour la lutte contre les infections fongiques.

Concernant les signes compatibles avec une anémie, aucune analyse complémentaire n'a permis de confirmer leur origine exacte. En l'absence d'examens hématologiques, ces observations doivent être considérées comme des suspicions cliniques fondées sur les signes externes observés. Leur faible fréquence et l'absence de mortalité associée suggèrent néanmoins un impact limité sur le fonctionnement global du stock reproducteur.

L'utilisation systématique du bassin 6L comme structure d'isolement et de traitement a contribué à limiter la propagation des affections observées et à préserver la continuité du programme de reproduction. La réintégration de la majorité des individus traités témoigne de l'efficacité globale des mesures de gestion sanitaire appliquées au cours du stage.

Conclusion

Conclusion

Ce travail de fin d'études, réalisé au sein de la station aquacole de l'ONDPA de Douaouda-Mazafran, avait pour objectif principal le suivi et la maîtrise de la reproduction du tilapia rouge (*Oreochromis* sp.) dans des conditions d'élevage contrôlées.

Le suivi des paramètres physico-chimiques et microbiologiques a montré que l'eau utilisée pour l'élevage présentait globalement des caractéristiques compatibles avec les exigences biologiques de l'espèce. Malgré certaines variations observées au cours de la période d'étude, les conditions environnementales sont demeurées favorables au maintien des géniteurs et au bon déroulement du cycle reproducteur.

Les observations réalisées durant le suivi de la reproduction ont mis en évidence une activité reproductrice régulière, caractérisée par la présence fréquente de femelles incubatrices, l'observation des différents stades de développement embryonnaire et une production importante d'alevins. Le nombre total d'alevins produits a été estimé à environ 70 000 individus durant la période de stage, témoignant du potentiel reproducteur élevé du tilapia rouge dans les conditions d'élevage de la station.

Les dissections réalisées sur les géniteurs ont permis de confirmer leur maturité sexuelle et leur aptitude à la reproduction. Les observations anatomiques effectuées étaient conformes aux caractéristiques décrites dans la littérature pour les individus reproducteurs du genre *Oreochromis*.

Le suivi sanitaire a révélé plusieurs cas pathologiques ponctuels, notamment des cas d'exophtalmie, des signes compatibles avec une anémie, des mycoses ainsi que quelques anomalies isolées. Toutefois, ces affections sont restées limitées et n'ont pas évolué vers une situation épidémique. La mise en place d'un bassin d'isolement et l'application rapide des traitements ont permis de limiter leur impact sur le cheptel reproducteur.

Par ailleurs, l'introduction de géniteurs de tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) provenant d'une autre exploitation n'a donné lieu à aucune activité reproductrice durant la période d'observation. Cette situation pourrait être liée au stress du transport, à la phase d'acclimatation ou encore à l'état sanitaire initial des poissons introduits.

Dans l'ensemble, les résultats obtenus confirment que les conditions d'élevage mises en œuvre au niveau de la station permettent d'assurer une reproduction efficace du tilapia rouge et une production importante d'alevins. Ils soulignent également l'importance du suivi sanitaire des géniteurs, du maintien d'une bonne qualité de l'eau et de la maîtrise des opérations de gestion pour garantir la réussite des programmes de reproduction en aquaculture.

Enfin, cette étude a permis d'acquérir une expérience pratique approfondie dans le domaine de la reproduction des poissons d'élevage et de mettre en évidence l'intérêt du tilapia rouge comme espèce à fort potentiel pour le développement de l'aquaculture en Algérie.

Recommandations

À la lumière des résultats obtenus, les recommandations suivantes sont proposées afin d'améliorer les performances reproductives du tilapia rouge (*Oreochromis* sp.) en élevage :

- Mettre en place un système d'aquaponie associant l'élevage du tilapia à la production végétale, afin de valoriser les nutriments présents dans les eaux d'élevage, réduire les rejets et optimiser l'utilisation des ressources disponibles.
- Développer une activité agricole au sein de l'exploitation en utilisant les eaux issues des bassins d'élevage pour l'irrigation des cultures. Cette approche permettrait de limiter les pertes d'eau, de valoriser les effluents aquacoles et d'améliorer l'efficacité globale du système de production.
- Créer un laboratoire d'analyses physico-chimiques et microbiologiques au niveau de la ferme afin d'assurer un suivi régulier de la qualité de l'eau et de détecter rapidement toute anomalie susceptible d'affecter la santé des poissons ou les performances de reproduction.
- Mettre en place un système numérique d'enregistrement des données de reproduction (femelles incubatrices, récoltes d'alevins, mortalités et interventions sanitaires) afin de faciliter le suivi technique de la station.
- Introduire progressivement des outils d'intelligence artificielle dans la gestion aquacole pour le suivi quotidien des paramètres physico-chimiques de l'eau, l'analyse automatique des données d'élevage, la détection précoce des maladies et l'observation du comportement des poissons, dans le but d'améliorer la prise de décision et les performances de production.
- Développer un site web officiel de la ferme aquacole afin de présenter ses activités, ses infrastructures et ses produits. Cette plateforme pourrait également servir à promouvoir et commercialiser les alevins, les géniteurs et les autres produits aquacoles, tout en facilitant la communication avec les clients, les investisseurs et les partenaires du secteur.
- Encourager la mise en place d'une stratégie d'ouverture vers les marchés internationaux, notamment à travers la commercialisation des alevins et des produits aquacoles à l'échelle internationale. Cette orientation permettrait de valoriser la production de la ferme et d'élargir ses opportunités économiques au-delà du marché local.

Références bibliographiques

A

Abed, S., & Beloufa, M. (2019). *Étude des performances zootechniques du tilapia rouge (Oreochromis sp.) en élevage* [Mémoire d'ingénieur, Université d'Oran].

Abidi, B., & Larbi Ben Houra, B. (2018). *Étude de la tolérance à la salinité chez le tilapia rouge (Oreochromis sp.)* [Mémoire de Master, Université Saad Dahleb Blida 1].

Adjanke, A. (2011). *Biologie et performances zootechniques de Oreochromis niloticus en élevage*.

Alceste-Oliviero, C. (2000). Regional review of aquaculture status and development trends in the Latin America and Caribbean. In *Book of Synopses. NACA and FAO International Conference on Aquaculture in the Third Millennium, 20–25 February 2000, Bangkok, Thailand*.

Amal, M. N. A., & Zamri-Saad, M. (2011). Streptococcosis in tilapia (*Oreochromis niloticus*): A review. *Pertanika Journal of Tropical Agricultural Science*, 34(2), 195–206.

Amoussou, T. O., Toguyeni, A., Imorou Toko, I., Chikou, A., & Youssao Abdou Karim, I. (2016). Caractéristiques biologiques et zootechniques des tilapias africains *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) et *Sarotherodon melanotheron* Rüppell, 1852 : une revue. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 10(4), 1869–1887.

Annane, R. (2024). Economic analysis of the fisheries and aquaculture sector in Algeria, and growth prospects in the context of the blue economy. *Hippocampus*, (9), 44–63.

Arrignon, J. (1996). *Aménagement piscicole des eaux douces*. Tec & Doc Lavoisier.

Arrignon, J. (1998). *Aménagement piscicole des eaux douces* (5e éd.). Tec & Doc Lavoisier.

B

Badiane, M. (2018). *Manuel de production d'alevins de tilapia en éclosion* [Document technique]. Direction de la Pisciculture et de l'Aquaculture, Sénégal.

Balarin, J. D., & Hatton, J. P. (1979). *Tilapia: A guide to their biology and culture in Africa*. University of Stirling.

Baras, E., & Jobling, M. (2002). Dynamics of intracohort cannibalism in cultured fish. *Aquaculture Research*, 33(7), 461–479.

Baroiller, J. F., & Jalabert, B. (1989). Physiologie de la reproduction des tilapias : bilan des connaissances et perspectives de recherches d'intérêt appliqué. *Aquaculture: Biotechnology in Progress*, 41–53.

Baroiller, J. F., & Jalabert, B. (1990). Physiologie de la reproduction des tilapias : bilan des connaissances et perspectives de recherches d'intérêt appliqué. In J. Lazard, B. Jalabert, & T. Doudet

(Éds.), *L'aquaculture des tilapias : du développement à la recherche* (Cahiers Scientifiques n° 10, pp. 39–62). Centre Technique Forestier Tropical, Département du CIRAD.

Barton, B. A. (2002). Stress in fishes: A diversity of responses with particular reference to changes in circulating corticosteroids. *Integrative and Comparative Biology*, 42(3), 517–525.

Behrends, L. L., Nelson, R. G., Smitherman, R. O., & Stone, N. M. (1982). Breeding and culture of red-gold color phase of tilapia. *Journal of the World Aquaculture Society*, 13, 210–220.

Belaribi, A. (2018). *Tolérance à la salinité chez le tilapia rouge (Oreochromis sp.)* [Mémoire de Master, Université Saâd Dahlab de Blida].

Benammar, K. (2017). *Développement de la tilapiculture en Algérie : état des lieux et perspectives*. Office National de Développement et de Production Aquacole.

Bensaber, & Berichi. (2020). *Analyses microbiologiques des eaux d'élevage aquacole* [Mémoire de fin d'études, ENSSMAL].

Boschung, H. T., & Mayden, R. L. (2004). *Fishes of Alabama*. Smithsonian Institution Press.

Boukhriss, S. (2018). *Reproduction et alevinage du Tilapia du Nil Oreochromis niloticus dans le CNRDPA (Hassi ben Abdallah – Ouargla)* [Mémoire de Master Professionnel, Université Kasdi Merbah Ouargla].

Briggs, P. (1981). Research in Philippines produced new breed of tilapia: The Gintong Byaya. *Aquaculture Magazine*, 7, 6–8.

Bruslé, J., & Quignard, J. P. (2004). *Biologie des poissons d'eau douce européens*. Tec & Doc Lavoisier.

C

Campos-Mendoza, A., McAndrew, B. J., Coward, K., & Bromage, N. (2004). Reproductive response of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) to photoperiodic manipulation. *Aquaculture*, 231(1–4), 299–314.

Chapman, F. A. (2003). *Culture of hybrid tilapia: A reference profile*. University of Florida, IFAS Extension.

Cheniki, A., & Khoualdia, F. (2025). Le régime juridique des coopératives de pêche maritime et d'aquaculture à la lumière du décret exécutif n° 22-405. *Revue de la Pensée Juridique et Politique*, 9(1), 512–526.

Cherif, A., & Djoumakh, M. (2015). *Élevage du tilapia en zone saharienne algérienne* [Mémoire d'ingénieur].

Coward, K., & Bromage, N. R. (2000). Reproductive physiology of female tilapia broodstock. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 10(1), 1–25.

D

Daniel, S., & Suyapa, S. (2007). *Manual de reproducción y cultivo de tilapia*. FAO.

Dergal, N. B. (2015). *Évaluation des systèmes de management de la sécurité et de la qualité de l'aquaculture du tilapia du Nil "Oreochromis niloticus" dans l'Ouest algérien* [Thèse de doctorat en cotutelle, Université d'Oran 1, Algérie & Université de Liège, Belgique].

E

Eknath, A. E., Tayamen, M. M., Palada-de Vera, M. S., Danting, J. C., Reyes, R. A., Dionisio, E. E., Capili, J. B., Bolivar, H. L., Abella, T. A., Circa, A. V., Bentsen, H. B., Gjerde, B., Gjedrem, T., & Pullin, R. S. V. (1993). Genetic improvement of farmed tilapias: The growth performance of eight strains of *Oreochromis niloticus* tested in different farm environments. *Aquaculture*, 111, 171–188.

El-Gamal, A. E.-H. E., & El-Greisy, Z. A. (2005). Effect of photoperiod, temperature and HCG on ovarian recrudescence and ability of spawning in Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (Teleostei, Cichlidae). *Egyptian Journal of Aquatic Research*, 31(2), 419–431.

El-Naggar, G. O., El-Nady, M. A., Kamar, M. G., & Al-Kholy, A. I. (2000). Effect of photoperiod, dietary protein and temperature on reproduction in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *5th International Symposium for Tilapia Aquaculture (ISTA), Rio de Janeiro, Brazil*.

El-Sayed, A.-F. M., & Fitzsimmons, K. (2023). From Africa to the world — The journey of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Reviews in Aquaculture*. <https://doi.org/10.1111/raq.12738>

El-Sayed, A. F. M. (2006). *Tilapia culture*. CABI Publishing.

El-Sayed, H. H., Said, M. M., & El-Sheikh, H. (2021). Operation of small-scale red tilapia hatchery as a farming dissemination aid. *Aquatic Science and Fish Resources*, 2, 15–22.

F

FAO. (2002). *La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2002*. Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture.

FAO. (2018). *La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2018*. Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture.

FAO. (2024). *La Situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2024 — La transformation bleue en action*. Rome. <https://doi.org/10.4060/cd0683fr>

Febry, R., & Lutz, P. (1987). Energy partitioning in fish: The activity-related cost of osmoregulation in a euryhaline cichlid. *Journal of Experimental Biology*, 128(1), 63–85.

Feradji, A., & Rouaba, S. (2017). *Approche vétérinaire de la tilapiculture en Algérie* [Mémoire, École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger].

Frimpong, E. A., Lochmann, S. E., Bodary, M. M., & Owusu-Frimpong, M. (2014). Reproductive performance and early growth of three strains of Nile tilapia. *Aquaculture Research*, 45(7), 1340–1346.

Froese, R., & Pauly, D. (Éds.). (2017). *FishBase*. www.fishbase.org

Fryer, G., & Iles, T. D. (1972). *The cichlid fishes of the great lakes of Africa: Their biology and evolution*. Oliver & Boyd.

G

Galman, O. R., & Avtalion, R. R. (1983). A preliminary investigation of the characteristics of red tilapias from the Philippines and Taiwan. In L. Fishelson & Z. Yaron (Compilers), *Proceedings of the International Symposium on Tilapia in Aquaculture* (pp. 291–301). Tel Aviv University Press.

Gennotte, V., François, E., Rougeot, C., Ponthier, J., Deleuze, S., & Mélard, C. (2012b). Sperm quality analysis in XX, XY and YY males of the Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Theriogenology*, 78(1), 210–217.

Gennotte, V., Sawadogo, P., Milla, S., Kestemont, P., Mélard, C., & Rougeot, C. (2012a). Cortisol is responsible for positive and negative effects in the ovarian maturation induced by the exposure to acute stressors in Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Fish Physiology and Biochemistry*, 38(6), 1619–1626.

Gjedrem, T. (2000). Genetic improvement of cold-water fish species. *Aquaculture Research*, 31(1), 25–33.

Guerrero, R. D. (1985). Tilapia farming in the Philippines: Practices, problems and prospects. In I. R. Smith, E. B. Torres, & E. O. Tan (Éds.), *Philippine Tilapia Economics* (pp. 3–14). ICLARM.

Guenet, J. L., Panthier, J. J., & Ézée, S. (2004). *Génétique et reproduction animale*. Lavoisier.

H

Hadjadji, N., & Toumi, M. (2003). *Tolérance à la salinité chez les tilapias d'élevage* [Mémoire d'ingénieur].

Haller, R. D., & Parker, I. S. C. (1981). The Baobab Farm experimental tilapia hatchery in Mombasa, Kenya. *ICLARM Newsletter*, 4(2), 7–9.

Hamzah, A., Nguyen, N. H., Ponzoni, R. W., Kamaruzzaman, B. N., & Subha, B. (2008). Performance and survival of three red tilapia strains (*Oreochromis* spp.) in pond environment in Kedah State, Malaysia. In H. Elghobashy, K. Fitzsimmons, & A. S. Diab (Éds.), *Proceedings of the 8th International Symposium on Tilapia in Aquaculture* (pp. 199–210). Central Laboratory for Aquaculture Research.

Hamzah, A., Thoa, N. P., & Nguyen, N. H. (2017). Genetic analysis of a red tilapia (*Oreochromis* spp.) population undergoing three generations of selection for increased body weight at harvest. *Journal of Applied Genetics*, 58, 509–519.

Hickling, C. F. (1960). The Malacca tilapia hybrids. *Journal of Genetics*, 57(1), 1–10.

Hoar, W. S., & Nagahama, Y. (1978). The cellular sources of sex steroids in teleost gonads. *Annales de Biologie Animale, Biochimie, Biophysique*, 18(4), 893–898.

I

International Organization for Standardization. (2002). *Microbiology of food and animal feeding stuffs — Horizontal method for the detection of Salmonella spp.* (ISO 6579:2002). ISO.

Ipungu, R., Tshipoya, M., Mbomba, N., & Micha, J.-C. (2015). Performances zootechniques de l'élevage de *Oreochromis niloticus* en étangs. *Tropicultura*, 33(1), 49–58.

Iwama, G. K., Pickering, A. D., Sumpter, J. P., & Schreck, C. B. (1997). *Fish stress and health in aquaculture*. Cambridge University Press.

J

Jalabert, B., & Zohar, Y. (1982). *Reproductive physiology in cichlid fishes*.

Jauncey, K., & Ross, B. (1982). *A guide to tilapia feeds and feeding*. Institute of Aquaculture, University of Stirling.

K

Kachou, & Kaddouri. (2022). *Suivi de la reproduction du tilapia rouge en conditions semi-contrôlées* [Mémoire de fin d'études, ENSSMAL].

Khater, A. A., & Smitherman, R. O. (1988). *Cold tolerance and growth performance of Nile tilapia strains*. Auburn University, Alabama.

L

Lacroix, E. (2004). *Pisciculture en zone tropicale humide*. GFA Terra Systems / GTZ.

Lazard, J. (1980). *Sexage du tilapia du Nil*.

Lazard, J. (1984). L'élevage du tilapia en Afrique : données techniques sur sa pisciculture en étang. *Bois et Forêts des Tropiques*, 206, 33–60.

Lazard, J. (2009). La pisciculture des tilapias. *Cahiers Agricultures*, 18(2–3), 174–182.

Lazard, J. (2023). *L'aquaculture des tilapias* (Fiche Questions sur... n° 03.14.Q02). Académie d'Agriculture de France.

Lazard, J., & Legendre, M. (1996). La reproduction spontanée du tilapia : une chance ou un handicap pour le développement de l'aquaculture africaine ? In R. S. V. Pullin et al. (Éds.), *The Third International Symposium on Tilapia in Aquaculture* (ICLARM Conference Proceedings 41, pp. 82–98). ICLARM.

Lazard, J., Lecomte, Y., Stomal, B., & Weigel, J.-Y. (1990). *Pisciculture en Afrique subsaharienne : Situation et projets dans les pays francophones*. Ministère de la Coopération et du Développement / FAO.

Legendre, M., & Lévêque, C. (1996). Le tilapia. In C. Lévêque & D. Paugy (Éds.), *Les poissons des eaux continentales africaines*. ORSTOM Éditions.

Legendre, M., & Lévêque, C. (1999). L'aquaculture. In C. Lévêque & D. Paugy (Éds.), *Les poissons des eaux continentales africaines* (pp. 457–470). IRD Éditions.

Lévêque, C., & Paugy, D. (1984). *Guide des poissons d'eau douce de la zone du programme de lutte contre l'onchocercose en Afrique de l'Ouest*. ORSTOM.

Lévêque, C., & Paugy, D. (2006). *Les poissons des eaux continentales africaines : Diversité, écologie, utilisation par l'homme*. IRD Éditions.

Lévêque, C., Paugy, D., & Teugels, G. G. (1992). *Faune des poissons d'eaux douces et saumâtres de l'Afrique de l'Ouest* (Tome II, 2e éd.). Musée Royal de l'Afrique Centrale & ORSTOM.

Lowe-McConnell, R. H. (1958). Observations on the biology of *Tilapia nilotica* Linné in East African waters. *Revue de Zoologie et de Botanique Africaines*, 57, 129–170.

Lowe-McConnell, R. H. (1982). Tilapias in fish communities. In R. S. V. Pullin & R. H. Lowe-McConnell (Éds.), *The Biology and Culture of Tilapias* (ICLARM Conference Proceedings 7, pp. 83–113). ICLARM.

Lowe-McConnell, R. H. (2000). *Ecological studies in tropical fish communities* (2e éd.). Cambridge University Press.

M

Macintosh, D. J., & De Silva, S. S. (1984). The influence of stocking density and food ration on fry survival and growth in *Oreochromis mossambicus* and *O. niloticus* female × *O. aureus* male hybrids. *Aquaculture*, 41(4), 345–358.

Malcolm, C. M., Beveridge, B. J., & McAndrew, B. J. (Éds.). (2000). *Tilapias: Biology and Exploitation*. Kluwer Academic Publishers.

Mashaphu, N., O'Brien, G., Yates, M. C., Curto, M., Meimberg, H., Hugo, S., & Hoogendoorn, C. (2025). Genetic diversity and population structure of farmed Mozambique tilapia (*Oreochromis mossambicus*) in South Africa. *PeerJ*, 13, e18877.

Medeiros, A. P. T., Chellappa, S. B., & Yamamoto, M. E. (2007). Agonistic and reproductive behaviors in males of red hybrid tilapia, *Oreochromis niloticus* × *Oreochromis mossambicus* (Osteichthyes: Cichlidae). *Brazilian Journal of Biology*, 67.

Mélard, C. (1986). *Recherches sur la biologie d'Oreochromis (Tilapia) niloticus L. (Pisces, Cichlidae) en élevage expérimental* [Thèse de doctorat, Université de Liège]. *Cahiers d'Éthologie Appliquée*, 6 (Suppl. 3).

Mélard, C. (2014). *Élevage des tilapias : techniques et applications*. Université de Liège.

Mélard, C., & Philippart, J. C. (1981). *Pré-grossissement intensif d'alevins de Tilapia nilotica en raceways* (Cahiers d'Éthologie Appliquée, 1). Université de Liège.

Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques (M.P.R.H.). (2002). *Plan National de Développement de l'Aquaculture — Introduction du tilapia (Oreochromis niloticus) en Algérie*. République Algérienne Démocratique et Populaire.

Mires, D. (1995). The tilapias. In C. E. Nash & A. J. Novotny (Éds.), *Production of Aquatic Animals: Fishes* (pp. 133–152). Elsevier.

Mohamad, S. N., Mohd. Noordin, W. N., Ismail, N. F., & Hamzah, A. (2021). Red hybrid tilapia (*Oreochromis* spp.) broodstock development programme in Malaysia: Status, challenges and prospects for future development. *Asian Fisheries Science*, 34, 73–81.

Moralee, R. D., van der Bank, F. H., & van der Waal, B. C. W. (2000). Biochemical genetic markers to identify hybrids between the endemic *Oreochromis mossambicus* and the alien species *O. niloticus* (Pisces: Cichlidae). *Water SA*, 26, 263–268.

Moreau, J. (1979). *Biologie et évolution des peuplements de Cichlidés (Pisces) introduits dans les lacs malgaches d'altitude* [Thèse de Doctorat d'État, Institut National Polytechnique de Toulouse].

Moriarty, C. M., & Moriarty, D. J. W. (1973). Quantitative estimation of the daily ingestion of phytoplankton by *Tilapia nilotica* in Lake George, Uganda. *Journal of Zoology*, 171(1), 15–23.

Moyle, P. B. (1976). *Inland fishes of California*. University of California Press.

Mylonas, C. C., Fostier, A., & Zanuy, S. (2010). Broodstock management and hormonal manipulations of fish reproduction. *General and Comparative Endocrinology*, 165(3), 516–534.

N

Nagahama, Y. (1994). Endocrine regulation of gametogenesis in fish. *International Journal of Developmental Biology*, 38(2), 217–229.

Nelson, J. S. (2006). *Fishes of the world* (4e éd.). John Wiley & Sons.

O

Ouedraogo, R. (2000). *Pisciculture du tilapia en Afrique de l'Ouest : guide pratique*. CTA / Karthala.

P

Poggi, R. (1990). Bactérioses opportunistes chez les poissons d'élevage. Cité dans Bensaber & Berichi (2020), *Analyses microbiologiques des eaux d'élevage aquacole* [Mémoire de fin d'études, ENSSMAL].

Popma, T. J., & Masser, M. (1999). *Tilapia: life history and biology* (SRAC Publication No. 283). Southern Regional Aquaculture Center.

R

Rodier, J. (2009). *L'analyse de l'eau* (9e éd.). Dunod.