



DEPARTEMENT DES SCIENCES DE LA MER ET DE L'AQUACULTURE

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

Sayah Soumia- Mohamed Benselloua Soumia

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN HYDROBIOLOGIE MARINE ET CONTINENTALE

Spécialité: Bioressources Marines

THÈME

**Evaluation de la qualité mycologique de l'eau
d'élevage et de l'aliment destiné à la nourriture
du Tilapia du Nil « *Oreochromis niloticus* »
(Linnaeus, 1758)**

Soutenu le /08/2020

DEVANT LE JURY

Président:	Mr Belbachir Nor Eddine	MCB	U. Mostaganem
Encadreur :	Mme Benmessaoud Nadjet	MAA	U. Mostaganem
Co-encadreur :	Mme Soualili Dina Lila	Pr	U. Mostaganem
Examineur:	Mr Benkada Djamel Eddine	MCB	U. Mostaganem

Remerciements

Nous remercions avant tout Allah le tout puissant, de nous avoir guidé pendant toutes les années d'études et nous avoir donné la volonté, la patience, et le courage pour terminer ce travail.

Tout d'abord, nous voudrions exprimer notre sincère gratitude à notre Encadreur, Mme Nadjat Benmessaoud, Maitre Assistante A au Département des Sciences de la Mer et de l'Aquaculture, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université de Mostaganem, pour nous avoir encadrée, nous la remercions pour son soutien, enseignement et sa confiance.

Nous tenons également à exprimer nos sincères remerciements à notre Co- Encadreur Mme Mezali-Soualili Dina Lila, Doyenne de la Faculté des Science de la Nature et de la Vie de l'Université de Mostaganem, et professeur au département des Science de la Mer et de l'Aquaculture, Université de Mostaganem pour le temps consacré à l'encadrement de ce travail. Ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu avoir lieu sans son aide.

Nous tenons à exprimer toutes nos reconnaissances à Monsieur Belbachir Nour Eddine Maitre de Conférences B au Département des Sciences de la Mer et de l'Aquaculture, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université de Mostaganem, de nous avoir fait l'honneur de présider ce jury de mémoire.

Nos plus sincères remerciements vont aussi à Monsieur Benkada Djamel Eddinne Maitre de Conférences B au Département des Sciences de la Mer et de l'Aquaculture, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université de Mostaganem d'avoir accepter d'examiner notre travail avec bienveillances.

Nous remercions également chaleureusement tous les enseignants du Département des Sciences de la Mer et de l'Aquaculture, qui ont fait de leur mieux pour nous guider au cours de ces dernières années. Nous ne serons pas là sans vous.

Nous tenons à remercier vivement tous ceux qui, de près ou de loin ont participés et aidés à notre formation dans cette filière.



Dédicaces

*Au nom d'Allah clément et miséricordieux
Je dédie ce travail*

*Aux deux êtres qui l'auraient espéré plus que moi :
Ma mère et mon père je ne peux jamais imaginer une vie sans
eux Merci
pour leur patience, pour leur soutien infini; pour leurs conseils
d'or tout
au long de ma vie et l'aide qui m'ont offert tout au long de mes
années d'études.*

*Je le dédie aussi
A mes frères: Amine, Ali, Moade.
A mes chères soeurs: Sabrine, Asma, Fatima , chahinese.*

*Je le dédie aussi à:
Mon Amie : Nadira.
Sans oublier mon binôme: Soumia.*

*.A toute ma famille, à mes oncles, et tantes
.A tous mes enseignants, je leurs exprime ma profonde gratitude
A tous les étudiants de la promotion Bioressources Marines
Et tous ceux que j'aime*

Mohamed benselloua soumia

Dédicaces

*Au nom d'Allah clément et miséricordieux
Je dédie ce travail :*

*Aux deux êtres qui l'auraient espéré plus que moi :
Ma mère et mon père je ne peux jamais imaginer une vie sans
eux. Merci*

*pour leur patience, pour leur soutien infini; pour leurs conseils
d'or tout*

*au long de ma vie et l'aide qui m'ont offert tout au long de mes
années d'études.*

*Je le dédie aussi :
A mes chers frères : Karim et Houcine
A mes chères soeurs : Marwa, Nayla, Hanane, Nadjat*

*Je le dédie aussi à:
Mes chères Amies : Leïla, Manel, Yasmine,
Sans oublier mon binôme : Soumia*

*A toute ma famille, à mes oncles, et tantes.
A tous mes enseignants, je leurs exprime ma profonde gratitude.
A tous les étudiants de la promotion Bioressources marines
Et tous ceux que j'aime.*

Sayah Soumia

Résumé

Le présent travail se focalise essentiellement sur la présence des champignons dans l'eau d'élevage des poissons et dans les aliments destinés à la nourriture de Tilapia du Nil « *Oreochromis niloticus* ». L'analyse des résultats des contrôles des contaminants fongiques effectués par plusieurs chercheurs à travers plusieurs pays du monde [Afrique de l'est (Kenya, Tanzania, Uganda, Rwanda) ; Nigéria et Brésil] montre que tous les échantillons d'eau et d'aliments analysés ont été contaminés par divers genres fongiques avec une présence et des niveaux de contaminations qui varient d'une région à une autre, excepté une catégorie d'aliments commerciaux importés prélevé en Afrique de l'est qui étaient exempts de toute contamination. L'étude des aspects macroscopiques, microscopiques et moléculaires des souches isolées à partir des aliments a montré la présence de 29 espèces fongiques et qui sont : *Aspergillus flavus*, *A. tamarii*, *A. niger*, *A. oryzae*, *A. sp.*, *A. versicolor*, *A. fumigatus*, *A. candidus*, *Penicillium citrinum*, *P. glabrum*, *P. minioluteum*, *P. corylophilum*, *P. citreonigrum*, *P. italicum*, *P. variable*, *P. notatum*, *P. chrysogenum*, *P. sp.*, *Cladosporium sp.*, *C. herbarum*, *Fusarium (hyalophragmial)*, *Mucor sp.*, *Wallemia sp.*, *Eurotium sp.*, *E. rubrum*, *Aureobasidium sp.*, *Nigrospora sp.*, *Phoma sp.*, *Hyphopichia burtonii*, en plus des levures et des champignons endophytes non identifiés.

À propos d'eau d'élevage, et d'après les résultats des différentes études consultées, 14 espèces de champignons ont été révélées et qui sont les suivantes : *Aspergillus niger*, *Aspergillus sp.*, *A. flavus*, *A. penicilloides*, *A. terreus*, *Penicillium notatum*, *Penicillium sp.*, *Mucor sp.*, *Saccharomyces cerevisiae*, *Zygosaccharomyces bailii*, *Rhizopus stolonifer*, *Scopulariopsis brevicaulis*, *Alternaria alternata*, *Trichophyton sp* et des levures non identifiées.

La qualité des poissons élevés en aquaculture est liée à la qualité de l'eau d'élevage et à la qualité des aliments utilisés pour leur nourriture. Cependant, la contamination de ces derniers par les champignons toxigènes conduit à un réel problème dans l'aquaculture et constitue particulièrement un danger pour la santé de l'Homme et les animaux qui les consomment.

Mots clés : Eau d'élevage, aliments, Tilapia du Nil « *Oreochromis niloticus* », champignons, aquaculture, contaminants fongiques, Afrique de l'est, Nigéria, Brésil.

Abstract

The present work focuses mainly on the presence of fungi in fish farm water and in feed for Nile Tilapia "*Oreochromis niloticus*". Analysis of the results of fungal contaminant monitoring carried out by several researchers across several countries in the world [East Africa (Kenya, Tanzania, Uganda, Rwanda); Nigeria and Brazil] shows that all water and feed samples analysed were contaminated with various fungal genera with the presence and levels of contamination varying from one region to another, except for one category of imported commercial feeds collected in East Africa which were free of any contamination. The study of macroscopic, microscopic and molecular aspects of strains isolated from food showed the presence of 29 fungal species which are : *Aspergillus flavus*, *A. tamarii*, *A. niger*, *A. oryzae*, *A. sp.*, *A. versicolor*, *A. fumigatus*, *A. candidus*, *Penicillium citrinum*, *P. glabrum*, *P. minioluteum*, *P. corylophilum* , *P. citreonigrum* , *P. italicum* , *P. variabile*, *P. notatum*, *P. chrysogenum*, *P. sp...*, *Cladosporium sp*, *C. herbarum*, *Fusarium (hyalophragmial)*, *Mucor sp*, *Wallemia sp*, *Eurotium sp*, *E. rubrum*, *Aureobasidium sp*, *Nigrospora sp*, *Phoma sp*, *Hyphopichia burtonii*, in addition to unidentified yeasts and endophytic fungi.

Concerning farmed water, and according to the results of the literature, 14 species of fungi were revealed and are as follows: *Aspergillus niger*, *Aspergillus sp.*, *A. flavus*, *A. penicilloides*, *A. terreus*, *Penicillium notatum*, *Penicillium sp.*, *Mucor sp.*, *Saccharomyces cerevisiae*, *Zygosaccharomyces bailii*, *Rhizopus stolonifer*, *Scopulariopsis brevicaulis*, *Alternaria alternata*, *Trichophyton sp* and unidentified yeasts.

The quality of fish reared in aquaculture is related to the quality of the water used for rearing and the quality of the feed used for their food. However, the contamination of the latter by toxinogenic fungi leads to a real problem in aquaculture and is particularly dangerous for the health of humans and consumer animals.

Keywords: Farmed water, feed, Nile Tilapia "*Oreochromis niloticus*", fungi, aquaculture, fungal contaminants, East Africa, Nigeria, Brazil.

المخلص

كز العمل الحالي بشكل رئيسي على وجود الفطريات في مياه تربية الأسماك وفي الأغذية المعدة لتغذية البلطي النيلي "*Oreochromis niloticus*".

تحليل نتائج فحوصات الملوثات الفطرية التي أجراها العديد من الباحثين في العديد من دول العالم [شرق إفريقيا (كينيا ، تنزانيا ، أوغندا ، رواندا) نيجيريا والبرازيل] ؛ تُظهر أن جميع عينات المياه والأغذية التي تم تحليلها كانت ملوثة بأجناس فطرية مختلفة مع وجود ومستويات تلوث تختلف من منطقة إلى أخرى ، باستثناء فئة واحدة من الأغذية التجارية المستوردة. جمعت في شرق أفريقيا وكانت خالية من التلوث. أظهرت دراسة الجوانب العيانية والميكروسكوبية والجزئية للسلاسل المعزولة من الغذاء وجود 29 نوعًا من الفطريات وهي

Aspergillus flavus ، *A. tamarii* ، *A. niger* ، *A. oryzae* ، *A. sp.* ، *A. fumigatus* ، *A. candidus* ، *المبرقشة* ، *Penicillium citrinum* ، *P. glabrum* ، *P. minioluteum* ، *P. corylophilum* ، *P. citreonigrum* ، *P. italicum* ، *P. variable* ، *P. notatum* ، *P. chrysogenum* ، *P. sp.* ، *Cladosporium sp.* ، *C. herbarum* ، *Fusarium (hyalophragmial)* ، *Mucor sp.* ، *Wallemia sp.* ، *Eurotium sp.* ، *E. rubrum* ، *Aureobasidium sp.* ، *Nigrospora sp.* ، *Phoma sp.* ، *Hyphopichia burtonii*

، بالإضافة إلى الخمائر و الفطريات الداخلية مجهولة الهوية

فيما يتعلق بمياه التربية ، ووفقًا لنتائج الأدبيات ، تم الكشف عن 14 نوعًا من الفطريات هي

: *Aspergillus niger* ، *Aspergillus sp.* ، *A. flavus* ، *A. penicilloides* ، *A. terreus* ، *Penicillium notatum* ، *Penicillium sp.* ، *Mucor sp.* ، *Saccharomyces cerevisiae* ، *Zygosaccharomyces bailii* ، *Rhizopus stolonifer* ، *Scopulariopsis brevicaulis* ، *Alternaria alternata* ، *Trichophyton sp* ، وخمائر غير محددة

ترتبط جودة الأسماك التي يتم تربيتها في الاستزراع المائي بجودة مياه التربية وجودة الأعلاف المستخدمة في طعامهم. ومع ذلك ، فإن تلوث الأخير بالفطريات السامة يؤدي إلى مشكلة حقيقية في تربية الأحياء المائية ويشكل خطرًا خاصًا على صحة الإنسان والحيوانات المستهلكة

الكلمات المفتاحية: المياه المستزرعة ، الأعلاف ، البلطي النيلي "*Oreochromis niloticus*"

الفطريات ، تربية الأحياء المائية ، الملوثات الفطرية ، شرق إفريقيا ، نيجيريا ، برازيل

Liste des abréviations

ADN : Acide DésoxyriboNucléique

A : *Aspergillus*

C : *Cladosporium*

P : *Penicillium*

E : *Eurotium*

% : pourcent

C°: Degrés Celsius

ml : millilitre

µm: micromètre

tr/min : Tour par minute

UFC/g: unité formant colonie/gramme

FAO: Food and agriculture organisation

ONDPA : Office National de Développement et de Production Aquacole

PCR: Polymérase chaîne réaction

PDA: Potato Dextrose Agar

MEA: Malt extrait agar

DRBC: Dichloran, Rose Bengal, chloramphinicol

DG18: Dichloran glycerol à 18 %

Liste des figures

Figure n°01 : Principaux pays producteurs du Tilapia du Nil.	4
Figure n°02 : Caractéristiques morphologiques spécifiques d' <i>O. niloticus</i> .	5
Figure n°03 : Identification des géniteurs mâles et femelles.	6
Figure n°04 : Femelle d' <i>O. niloticus</i> en phase d'incubation buccale (a) et ses oeufs (b)	6
Figure n°05 : Production mondiale de tilapia de pêche et d'élevage.	7
Figure n°06 : Extrait de l'arbre phylogénétique.	13
Figure n°07 : Classification des champignons.	14
Figure n°08 : Cycle de développement des moisissures.	15
Figure n°09 : Structure de l'hyphe. (A) hyphe coenocytique, (B) hyphe cloisonné.	16
Figure n°10 : Schématisation de la structure de la paroi fongique.	17
Figure n°11 : Représentation schématique de quelques types de spores.	18
Figure n°12 : Schématisation de la méthode de dilution de l'échantillon d'eau d'étang.	24
Figure n°13 : Etalement de l'inoculum sur le milieu de culture.	26
Figure n°14 : Technique d'isolement des micromycètes à partir d'aliments de poissons	27
Figure n°15 : Culture sur lame.	29
Figure n°16 : Fréquence des genres fongiques isolés d'aliments pour poissons d'élevage.	34
Figure n°17 : Densité relative des espèces d' <i>Aspergillus</i> isolées d'aliments pour poissons d'élevage.	34
Figure n°18 : Densité relative des espèces de <i>Penicillium</i> isolées d'aliments pour poissons d'élevage.	34
Figure n°19 : Fréquence des genres fongiques isolés des différentes catégories d'aliments pour poissons d'élevage.	35

Liste des tableaux

Tableau n°01 : Échantillons d'eau d'élevage collectés pour l'analyse mycologique	22
Tableau n°02 : Échantillons d'aliments finis prélevés pour l'analyse mycologique.	23
Tableau n°03 : Les espèces fongiques isolées d'aliments pour poissons	32
Tableau n°04 : Les espèces fongiques isolées de l'eau d'élevage	36

Table des Matières

Résumé

Abstract

الملخص

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction générale 1

Chapitre I : Synthèse bibliographique

Partie I : Production et alimentation de Tilapia du Nil « *Oreochromis niloticus* »

1. Introduction	3
2. Présentation de l'espèce « <i>Oreochromis niloticus</i> » (Linnaeus, 1758)	3
2.1. Répartition géographique	3
2.2. Caractéristiques taxonomiques et morphologiques	4
2.3. Reproduction et croissance	5
3. Aperçu général sur la production des Tilapias	7
3.1. Production mondiale	7
3.2. Production en Algérie	8
3.3. L'aquaculture de Tilapia	8
3.3.1. Méthodes de production du Tilapia	8
3.3.2. Importance des tilapias	9
4. Alimentation du Tilapia en Aquaculture	10

Partie II : Contamination fongique de l'alimentation en élevage piscicole

1. Introduction	12
2. Présentation du règne fongique	12
2.1. Rôle des champignons	13
2.2. Classification des champignons	14
2.3. Cycle de développement	14
2.4. Morphologie	16

Table des Matières

2.5. Croissance	17
2.6. Reproduction	17
2.6.1. Reproduction asexuée	17
2.6.2. Reproduction sexuée	18
2.7. Mode de vie	18
3. Champignons aquatiques	18
4. Contamination fongiques des aliments pour poissons	18
5. Effets de la contamination fongique sur la santé humaine et animale	18

Chapitre II : Synthèse expérimentale

1. Sources et Méthodes	20
2. Matériels et Méthodes utilisés	20
2.1. Echantillonnage	20
2.1.1. Eau d'élevage	20
2.1.2. Aliments pour poissons	22
2.2. Isolement des souches fongiques	22
2.2.1. Préparation des échantillons	22
2.2.2. Milieux de culture	23
a)- Dichloran Rose Bengale Chloramphénicol agar (DRBC)	23
b)- Gélose au Dichlorane et au Glycérol à 18% (DG18)	24
c)- Milieu Potato Dextrose Agar (PDA)	24
d)- Gélose Nash et Snyder	24
e)- Gélose d'extrait de malt (MEA)	24
f)- Gélose aux feuilles d'œillet	24
g)- Sabouraud Dextrose Agar (SDA)	24
2.2.3. Mise en culture des échantillons	24
2.2.4. Repiquage des souches	26
2.3. Identification	27
2.3.1. Identification macroscopique et microscopique	27
2.3.1.1. Critères d'identification macroscopique	27

Table des Matières

2.3.1.2. Critères d'identification microscopique	27
2.3.2. Identification moléculaire	28
2.3.2.1. Caractérisation moléculaire des champignons	29

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Résultats	30
1.1. Isolats fongiques à partir d'aliments	30
1.2. Isolats fongiques à partir de l'eau d'élevage	34
2. Discussion	35
Conclusion générale et perspectives	39
Références bibliographiques	40
Annexe	

Introduction générale

Introduction générale

Depuis que l'Homme s'est sédentarisé et intéressé à l'élevage et à l'agriculture, le nombre de pathologies liées à l'alimentation s'est multiplié.

L'aquaculture reste un secteur en expansion, dynamique et important pour la production d'aliments à forte teneur en protéines. La production mondiale de poissons de consommation issus de l'aquaculture, y compris les poissons eux-mêmes, les crustacés, les mollusques et d'autres animaux aquatiques propres à la consommation humaine, aurait atteint 59,9 millions de tonnes en 2010. Au cours de la période 1980-2010, la production de poissons de consommation issus de l'aquaculture a augmenté en moyenne de 8,8 pour cent par an (FAO, 2012). Malgré l'essor important que connaît cette production, ce secteur n'a pas encore atteint une dimension économique viable en Afrique, que ce soit en termes de volume ou en termes de place de cette activité dans les autres systèmes de production (Lazard *et al.*, 1991).

Etant donné que le poste alimentation représente une part importante du coût de production des poissons en aquaculture intensive, l'intérêt économique de ce type d'élevage est donc très dépendant de la disponibilité et du coût des aliments (Tacon, 1996; Hoffman *et al.*, 1997). Ainsi, la réduction des charges liées à l'alimentation, et par conséquent la maîtrise du coût de production des poissons de table, est l'une des priorités en pisciculture (Jauncey et Ross, 1982). La farine de poisson est en général la composante majeure des aliments en aquaculture. En effet, elle est riche en acides aminés essentiels (AAE) dont le profil correspond remarquablement aux besoins des poissons. Cette source conventionnelle de protéines représente 40 à 60% des protéines totales dans les aliments standards pour les Tilapias (NRC, 1990). Son prix d'achat élevé et l'irrégularité de sa qualité ont orienté les recherches vers des sources alternatives de protéines, en particulier végétales, qui ne sont pas directement utilisables pour la consommation humaine. Les sous-produits agricoles en l'occurrence le tourteau de soja, tourteau de coton, farine de maïs, son de blé et son de riz sont localement disponibles et ils sont à bon prix (Liebert et Portz 2005), ces sous-produits agricoles sont des composantes énergétiques et protéiques.

Cependant, les ingrédients d'origines végétales ont été associés à des contaminants produits par les champignons pendant les premiers stades de la production (Embaby *et al.*, 2015). Pendant le traitement, l'alimentation peut être contaminée par des spores fongiques, en particulier lorsque les grains sont broyés et dans les aliments granulés (Embaby *et al.*, 2015).

La qualité des produits utilisés dans les aliments pour les poissons d'élevages est devenue un facteur de l'activité immunitaire, car ces aliments sont des substrats idéaux pour la croissance des champignons qui peuvent améliorer la synthèse des mycotoxines dans des conditions favorables. La production de ces métabolites toxiques peut se produire pendant la croissance de la culture, pendant le stockage après récolte ou pendant le stockage de l'aliment composé pour les animaux (Conseil CAST pour les sciences et technologies agricoles 2003). L'exposition des poissons à des champignons mycotoxigènes réduirait par la suite leur taux de croissance, endommagerait le foie, réduirait la réponse immunitaire, augmentent la mortalité et entraînent le déclin progressif de la qualité des stocks de poissons d'élevage, ce qui pose de graves défis au développement de l'aquaculture (Fallah et *al.*, 2014).

La qualité de l'eau dans laquelle les poissons sont cultivés, détermine en grande quantité la qualité microbienne de ces poissons (Prabhu et Balasubramnian, 2012). Des études ont révélé que la flore microbienne des poissons capturés et autres spécimens aquatiques est en grande partie le reflet de la qualité microbienne de l'eau où ils ont été récoltés. Ces études ont aussi signalé que l'eau contaminée par les moisissures entraîne de grandes pertes pour les poissons d'eau douce et leurs œufs dans les fermes piscicoles commerciales. (Bangyeekhun et Sylvie, 2001)

Le présent travail présente un récapitulatif de plusieurs études réalisées à travers plusieurs pays du monde sur la contamination fongique et la qualité mycologique des eaux d'élevage de poissons et les aliments destinés à la nourriture du Tilapia de Nil (*Oreochromis niloticus*).

La stratégie de ce travail repose sur les axes suivants :

- ❖ Le premier chapitre présent une synthèse bibliographique sur le Tilapia de Nil (*Oreochromis niloticus*) en première partie, ainsi que sur les peuplements fongiques en deuxième partie.
- ❖ Le deuxième chapitre présente une synthèse expérimentale sur les techniques d'isolement et d'identification des souches fongiques.
- ❖ Le troisième chapitre est consacré pour les différents résultats obtenus avec une partie sur la discussion selon les résultats trouvés par les différents auteurs.

Enfin, la conclusion générale synthétisera les principaux résultats des différentes études, ainsi que les perspectives.

Chapitre I :
Synthèse bibliographique

Partie 1 : Production et alimentation du Tilapia de Nil (*Oreochromis niloticus*)

1. Introduction

Le Tilapia présente un grand potentiel pour l'aquaculture avec une production mondiale estimée à environ 1 100 000 tonnes (FAO, 1999). Cette activité est en progression en Afrique en tant que source de protéines animales très nutritives

Parmi les espèces de poissons dulcicoles introduites en Algérie, le Tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) représente l'espèce de choix pour promouvoir l'aquaculture et prévoir un développement durable. Grâce à ses attributs, à savoir la rusticité, une reproduction facile et rapide en captivité, un régime alimentaire basique au niveau le plus bas de la chaîne alimentaire (phytoplancton et détritiques) et une valeur gustative et nutritive intéressante (El-Sayed, 2006 ; Lazard, 2009). En outre, les filets du tilapia sont quasiment dépourvus d'arêtes, ce qui devrait séduire davantage les consommateurs. Cette espèce de poisson a fait ses preuves dans plusieurs pays du monde.

2. Présentation de l'espèce *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758)**2.1. Répartition géographique**

Cette espèce est également cultivée, hors de sa zone originelle puisqu'elle a été introduite de part le monde et est couramment cultivée à travers les tropiques et les sous-tropiques (Fig. 1). On la trouve dans les lacs, les fleuves et les piscicultures aussi bien d'Amérique centrale (Guatemala, Mexique, Nicaragua, Honduras, Costa Rica, Panama), d'Amérique du Sud (Brésil), d'Amérique du Nord (Etats Unis, etc...) et d'Asie (Sri Lanka, Thaïlande, Bangladesh, Vietnam, Chine, Hong Kong, Indonésie, Japon, Philippines), ce qui lui vaut une distribution actuelle pan-tropicale (Welcomme, 1988 in AL Dilaimi, 2009). Elle est également cultivée dans les eaux chaudes industrielles en régions tempérées. C'est le cas en Europe, en Allemagne, en 1977 et en Belgique en 1980 (Al Dilaimi, 2009).

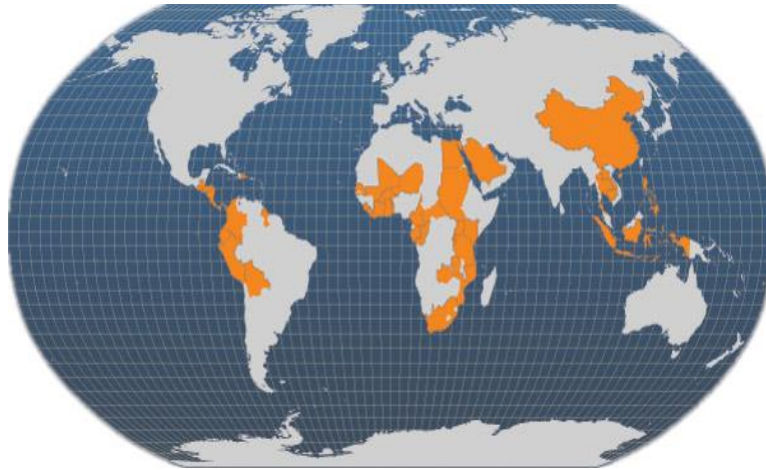


Figure 1 : Principaux pays producteurs du Tilapia du Nil (FAO, 2006).

2.2. Caractéristiques taxonomiques

Comme tous les tilapias, *Oreochromis niloticus* fait partie de la famille des Cichlidés. La position systématique adoptée pour cette espèce est la suivante (FAO, 2005-2017):

Embranchement :	Vertébrés
Sous embranchement :	Gnathostomes
Super classe :	Poissons
Classe :	Ostéichtyens
Sous classe :	Téléostéens
Ordre :	Perciformes
Sous ordre :	Percoïdes
Famille :	Cichlidés
Sous famille :	Tilapinés
Genre :	<i>Oreochromis</i>
Espèce :	<i>niloticus</i>

Le genre tilapia englobe quatre espèces différentes de point de vue: caractères anatomiques, comportement reproducteur et mode de nutrition (Trewavas, 1983) :

- ❖ *Oreochromis* : avec une incubation buccale et une garde uniparentale maternelle, ils sont planctonophages;
- ❖ *Sarotherodon*: avec une incubation buccale et une garde biparentale ou paternelle, ils sont planctonophages ;
- ❖ *Tilapia* : avec une incubation des œufs sur substrat et une garde biparentale (en couple), ils sont macrophytophages;

❖ *Danakilia*: avec des caractéristiques éco-morphologiques particulières.

Oreochromis niloticus se reconnaît à ses rayures verticales sur la nageoire caudale (Fig. 2) ; une coloration grisâtre sur la même nageoire avec poitrine et flancs rosâtres; un corps, de forme variable mais jamais très allongé, plus comprimé et recouvert d'écaillés cycloïdes ; la nageoire dorsale longue, à partie antérieure épineuse (17-18 épines) et à partie postérieure molle (12-14 rayons). La ligne latérale supérieure compte 21 à 24 écailles ; la latérale inférieure 14 à 18. Le dimorphisme sexuel, chez cette espèce, est très marqué. A l'état adulte, la papille génitale des mâles est protubérante en forme de cône et porte un pore urogénital à l'extrémité, alors que chez les femelles, elle est courte et présente une fente transversale en son milieu : c'est l'oviducte situé entre l'anus et l'orifice urétral. Le mâle se distingue en plus d'un liseré noir en bordure des nageoires dorsale et caudale (Pullin, 1988).

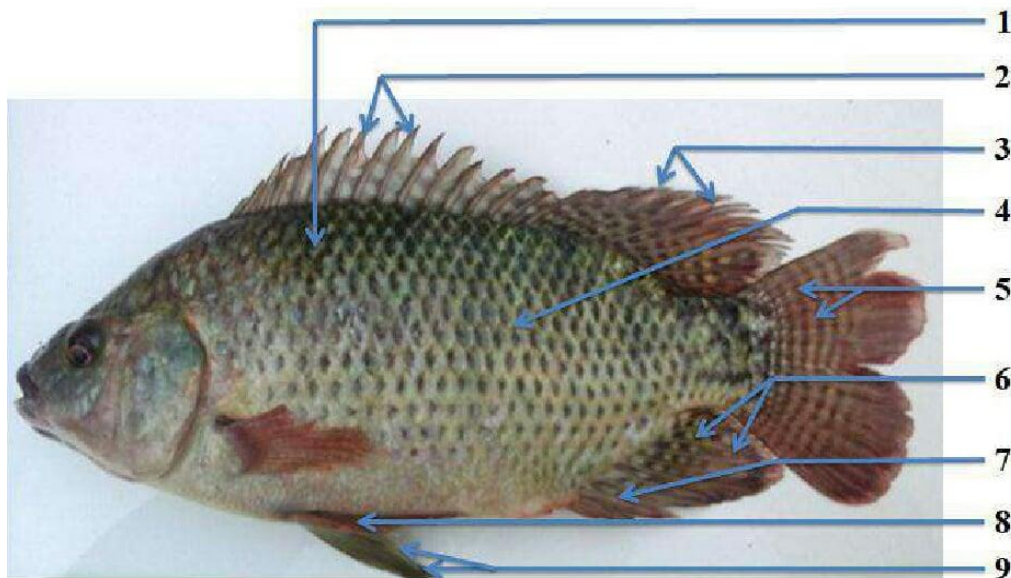


Figure 02 : Caractéristiques morphologiques spécifiques d'*O. niloticus* (Boukhrisa, 2018).

1: 1 ère ligne latérale ; 2: Rayons épineux de la nageoire dorsale ; 3: Rayons mous de la nageoire dorsale ; 4: 2 ème ligne latérale ; 5: Bandes verticales claires et noires sur la nageoire caudale; 6: Rayons mous de la nageoire anale ; 7: Rayons épineux de la nageoire anale ; 8: Rayon dur de la nageoire pelvienne ; 9: Rayons mous de la nageoire pelvienne.

2.3. Reproduction et croissance

Dans toutes les espèces d'*O. niloticus*, le mâle fouille un nid dans le fond de l'étang (généralement dans l'eau moins profonde que 3 pieds) et s'accouple avec plusieurs femelles. Après un court rituel d'accouplement, la femelle fraie dans le nid (environ deux à quatre œufs par gramme de femelle géniteur), le mâle féconde les œufs, et elle détient alors et incube les œufs dans sa bouche (Fig.04) jusqu'à ce qu'ils éclosent (March, 1999). Les larves d'*O.*

niloticus écloses, restent dans la bouche de la mère jusqu'à ce qu'elles soient capables de nager. La mère libère alors ses petits, mais ils restent à proximité des parents et apprennent à se nourrir. En cas de danger, toutes les larves se réfugient dans la bouche de la femelle.

Une femelle mature (3 à 4 mois) peut pondre une fois toutes les 3 à 4 semaines. C'est pour cela que les femelles d'*O. niloticus* grossissent sensiblement moins vite que les mâles :

- Elles produisent une grande quantité d'œufs ;
- Pendant toute la période de l'incubation buccale, la femelle se nourrit mal.

La période de reproduction de d'*O. niloticus* est potentiellement continue pendant toute l'année, si la température de l'eau est supérieure à 22°C (Al Dilaimi, 2009).

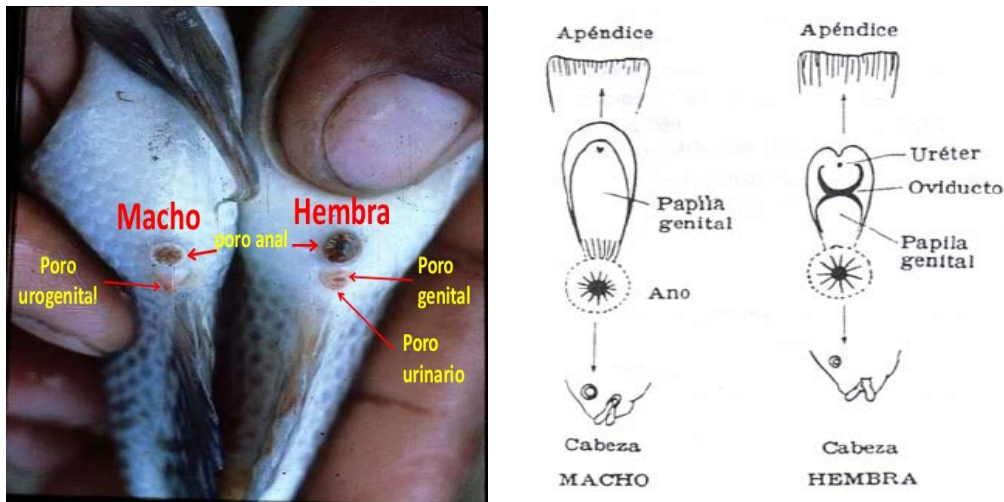


Figure 03 : Identification des géniteurs mâles et femelles (Ait Hamouda, 2005).

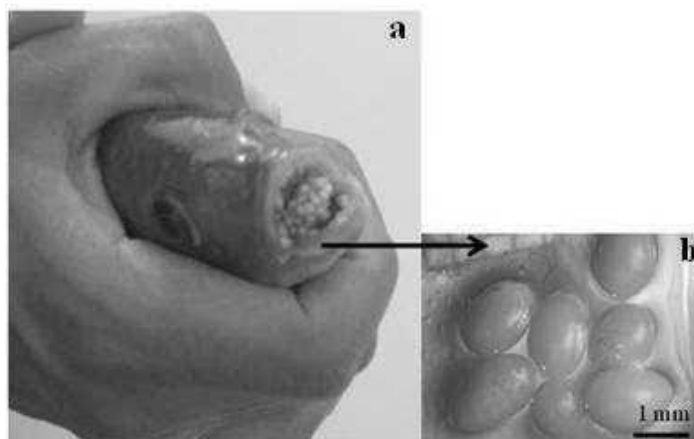


Figure 04 : Femelle d'*O. niloticus* en phase d'incubation buccale (a) et ses oeufs (b)

(Azaza et al., 2009).

En général, *O. niloticus* est connu pour sa croissance rapide et présente un indice de croissance plus performant que les autres espèces de tilapia. Sa durée de vie est relativement courte (4 à 7 ans), sa vitesse de croissance est extrêmement variable selon les milieux. Une autre grande caractéristique d'*O. niloticus* concerne son dimorphisme sexuel de croissance. A maturité, les individus mâles présentent une croissance nettement plus rapide que les femelles et atteignent une taille nettement supérieure. Ainsi, les mâles peuvent vivre longtemps avec une taille de 38 cm pour 2 kg alors que les femelles ne dépassent pas 28 cm pour 950 g (Lowe-Mcconnell, 1982).

3. Aperçu général sur la production des Tilapias

3.1. Production mondiale

En 2015, le groupe des Tilapias a occupé le troisième rang en termes de production à l'échelle mondiale après les Cyprinidés et les Salmonidés. La production globale de tilapia a augmenté rapidement depuis les années 80 et elle a atteint 3.670.259 tonnes en 2014 (FAO, 2017b). En termes de localisation géographique, l'Asie représente plus de 80 % de la production de tilapia dans le monde, avec la Chine comme le plus grand producteur avec 1M tonnes. Par contre, et bien que l'Afrique soit le continent d'origine des tilapias, la production y reste encore extrêmement limitée (tout en excluant l'Egypte et le Zimbabwe) (FAO, 2017b).

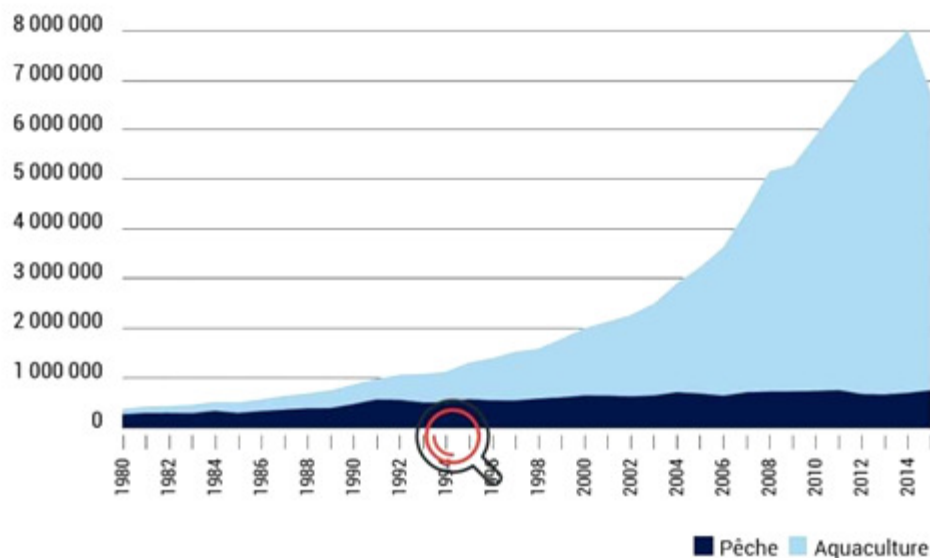


Figure 05 : Production mondiale de tilapia de pêche et d'élevage (FAO, 2019).

3.2. Production en Algérie

En Algérie, l'espèce *Tilapia* est élevée en raison de sa rusticité aux conditions climatiques et surtout en zone saharienne dont la température de l'eau et la salinité stimulent sa croissance et sa reproduction (Cherif et Djoumakh, 2015). L'office national de développement et de production aquacole (O.N.D.P.A.) et les responsables de l'instance égyptienne des ressources halieutiques sont parvenus à un accord sur l'introduction du *Tilapia* en Algérie. Suite au succès de la première expérience concernant le lancement en 2001 de la production du tilapia en Algérie, une cargaison, estimée à 1,5 t d'alevins de tilapia a été livrée. Ces alevins destinés pour le repeuplement des barrages, bassins, et rivières, ont bien supporté le climat froid, des régions nord d'Algérie. Ensuite, l'Algérie est maintenant passée à l'étape de la production artificielle. Il s'agit de la création de fermes spécialisées dans la culture du tilapia selon des techniques modernes (par des promoteurs privés, de quelques 30 fermes aquacoles). Les entrepreneurs privés qui ont reçu un soutien financier dans le cadre du programme d'appui à la relance économique et dont les projets devraient être opérationnels permettront la création de 303 emplois répartis comme suit: Ferme d'élevage de tilapia du Nil dans le Sud du pays: 139 emplois (six cadres, 10 techniciens, 123 ouvriers) (Benammar, 2017).

3.3. L'aquaculture de Tilapia

La production des tilapias suit un rythme effréné : alors qu'on produisait 400.000 tonnes de tilapias en 1990, on atteignait 1.800.000 t en 2004 dans le monde. En 2009 le poisson est élevé dans plus de 75 pays, les plus grands producteurs étant la Chine (1MT), la Thaïlande, les Philippines, l'Indonésie, Taïwan, l'Égypte, la Colombie, Cuba, le Mexique et Israël.

Le tilapia est un poisson à croissance relativement rapide qui se nourrit aux niveaux inférieurs de la chaîne alimentaire. Il ne présente pas de difficultés particulières lors de sa production. Il s'adapte à tout environnement et à toutes les salinités car il vit aussi bien en eau douce qu'en mer. Si ce sont surtout les pays chauds qui produisent le tilapia, des fermes aquacoles aux eaux chauffées se développent de plus en plus dans les pays du Nord (Boulehier, 2014).

3.3.1. Méthodes de production du Tilapia

Trois (03) méthodes sont utilisées pour élever le tilapia.

- **La pisciculture « vivrière rurale »**, dans des étangs, à laquelle on a recours en zone tropicale. Ce type d'élevage est surtout destiné à la consommation locale.
- **La pisciculture artisanale** correspond à des systèmes semi intensifs d'élevage en bassins, que l'on retrouve surtout en Asie. Le tilapia remplace peu à peu la carpe dans ce type de système. Les poissons sont nourris de riz et autres sous-produits.
- **L'aquaculture industrielle** correspond à un élevage intensif voire hyper intensif, dont la production est destinée au marché international. C'est ce type de poisson qui est consommé en Europe et aux États-Unis.

Le recours à l'utilisation d'hormones masculinisâtes est courant en élevage intensif. Les techniques de réversion sexuelle hormonale ont été développées dans les années 1970. En effet, la croissance chez les mâles étant plus rapide (2 fois plus que celle des femelles), les populations présentent naturellement de grandes différences de taille chez les individus. Cela rend l'exploitation marchande plus difficile (Kiéma, 2018).

3.3.2. Importance des tilapias

Le poisson représente dans de nombreux pays en développement une source importante de protéines de bonne qualité alimentaire et d'un prix modéré. Les pays ouest africains se partagent entre eux plusieurs espèces de tilapias d'intérêt aquacole (www.fishbase.org).

Les tilapias présentent de nombreux avantages qui expliquent leur succès en aquaculture.

Tout d'abord, leur régime alimentaire opportuniste permet des apports alimentaires appropriés à tous les degrés d'intensification, y compris une simple fertilisation organique/minérale des étangs (Lacroix, 2004; Lazard, 2009). Leurs caractéristiques biologiques (reproduction continue, comportement parental très développé avec incubation buccale des œufs et alevins, ...) permettent une reproduction aisée en élevage (Lazard et Legendre 1996 ; Koné et Teugels, 1999 ; Lacroix, 2004 ; Panfili et al., 2004). La production des tilapias a une grande importance économique et écologique dans les pays africains (Adebo et Alfred, 2008). Elle est la principale source de revenus pour les pisciculteurs (ADB, 2005). Leur production est estimée à plus de 9,2 millions de tonnes en 2030 (FAO, 2014).

4. Alimentation du Tilapia en Aquaculture

L'alimentation est la composante la plus coûteuse de l'industrie aquacole intensive, où elle représente plus de 50 % des coûts d'exploitation. Beaucoup de recherches ont rapporté qu'une bonne gestion de l'alimentation est un outil nécessaire pour réussir l'élevage du tilapia. À ce jour, le défi majeur auquel sont confrontés généralement les producteurs de tilapia, est le développement d'aliments commerciaux et rentables de tilapia en utilisant des ressources disponibles, moins coûteuses et non conventionnelles (El-Sayed, 2006 ; 1999 ; Pezzato et *al.*, 2000 ; Burel et Médale, 2014). Toutefois, en aquaculture extensive, le tilapia dépend exclusivement des aliments naturels, à travers la fertilisation organique des étangs, tandis que dans les systèmes d'élevage semi intensifs, outre l'alimentation naturelle, le recours aux aliments exogènes répondant aux besoins nutritionnels spécifiques des poissons est également envisagé. Cinq nutriments sont généralement visés pour répondre aux besoins des tilapias, à savoir les protéines, les lipides, les glucides, les vitamines et les minéraux. Néanmoins, la plupart des recherches sont essentiellement consacrées sur les besoins en protéines (El-Sayed, 2006) et à moindre mesure en énergie (Schrama et *al.*, 1998 ; 2012 ; Tacon et Metian, 2008 ; Pirozzi et *al.*, 2010).

En effet, les protéines sont indispensables à la structure et à la fonction de l'organisme que, leurs besoins chez le tilapia ont été largement étudiés par de nombreux chercheurs. Les protéines constituent la source alimentaire la plus coûteuse dans l'aquaculture intensive (Wu et *al.*, 1999 ; Thiex et *al.*, 2002 ; Richter et *al.*, 2003 ; Sousa et *al.*, 2013). Elle représente environ 50 % du coût total des aliments pour animaux. En outre, les besoins en protéines alimentaires pour la performance maximale des poissons sont généralement plus élevés que ceux des animaux terrestres d'élevage.

Les besoins en protéines du tilapia varient, entre autres, avec la taille ou l'âge du poisson, la source de protéines et la teneur en énergie de la ration. Ils diminuent avec l'augmentation de la taille du poisson. Au stade larvaire, le tilapia du Nil a besoin des teneurs élevées, soit 35–45 %, voire 50 % de protéines alimentaires pour une performance de croissance maximale (Jauncey et Ross, 1982 ; El-Sayed et Teshima, 1992). Les juvéniles de tilapia ont besoin de 30 à 40 % de protéines alimentaires, tandis que les tilapias adultes exigent 20 à 30 % de protéines pour une performance optimale. Les géniteurs de tilapia ont besoin de 35 – 45 % de protéines alimentaires pour une reproduction optimale, la croissance et la survie des larves (Gunasekera et *al.*, 1996).

Toutefois, la valeur d'une protéine dépend de la qualité et de la proportion des acides aminés essentiels (AAE) qu'elle contient, dont 10 parmi ceux-ci, sont indispensables pour l'alimentation et la nutrition du tilapia *O. niloticus*, notamment : arginine (Arg), lysine (Lys), histidine (His), thréonine (Thr), valine (Val), leucine (Leu), isoleucine (Iso), méthionine (Met), phénylalanine (Phe) et tryptophane (Try) (El-Sayed, 2006).

Ainsi, parmi les sources de protéines les plus couramment étudiées (El-Sayed, 1999), il faut citer, les sources des protéines animales, constituées principalement de la farine de poisson, en raison de sa teneur élevée en protéines et son profil complexe équilibré des AAE, ainsi que sa richesse remarquable en acides gras essentiels (AGE), en énergie digestible, en minéraux et en vitamines. A ce jour, plusieurs essais sont conduits pour tenter de remplacer partiellement ou totalement la farine de poisson par des sources de protéines moins onéreuses et localement disponibles (El-Sayed, 1999).

Partie 2: Contamination fongique de l'alimentation en élevage piscicole

1. Introduction

Les mycètes constituent un règne autonome appelé Mycota qui comprend 60 000 à 100 000 espèces (Reboux et *al.*, 2010). Ce sont des organismes eucaryotes uni- ou multicellulaires, incluant des espèces macroscopiques (macromycètes) et d'autres microscopiques (micromycètes), d'aspect filamenteux ou levuriformes (Tabuc, 2007). Ils sont considérés comme des plantes car immobile mais pas de racines, tiges, feuilles, chlorophylle et se nourrissent à partir de matières organiques (comme les animaux). De plus, leurs parois cellulaires ne sont pas constituées de lignine et cellulose. La paroi des mycètes est formée de microfibrilles semi-cristallines de chitine imbibées dans une matrice amorphe de (3-glucane. La multiplication des mycètes se fait au niveau de leurs extrémités, suivi d'une septation chez les mycètes supérieurs contrairement aux mycètes inférieurs qui restent sans septum (LBio 1213, 2016). Les champignons (fungi ou mycètes) forment un groupe d'organismes hétérotrophes ubiquistes, présentant des structures et des caractéristiques biologiques extrêmement diversifiées, adaptés au mode de vie saprophyte, parasitaire ou symbiotique (Senal et *al.*, 1993 ; Anonyme a, 2000 ; Anonyme b, 2000 ; Kirk et *al.*, 2001).

2. Présentation du règne fongique

Le règne fongique présente un groupe monophylétique au sein de l'Arbre de la vie et un groupe frère des animaux au sein des Opisthokontes (Fig.6) (Baldauf, 1999 ; Baldauf et *al.*, 2004). Une meilleure compréhension de la diversité fongique permettrait de mieux

comprendre les étapes évolutives majeures ayant conduit à la diversification des Opisthokontes à la radiation des champignons. Historiquement, les champignons étaient classés dans le groupe des plantes et étaient considérés comme proches des végétaux ; leur première classification en tant que règne date de 1969 (Whittaker, 1969). Le groupe des Opisthokontes intègre aussi les Choanoflagellés, Animaux, Microsporidies selon (Baldauf, 1999 ; Baldauf et *al.*, 2004).

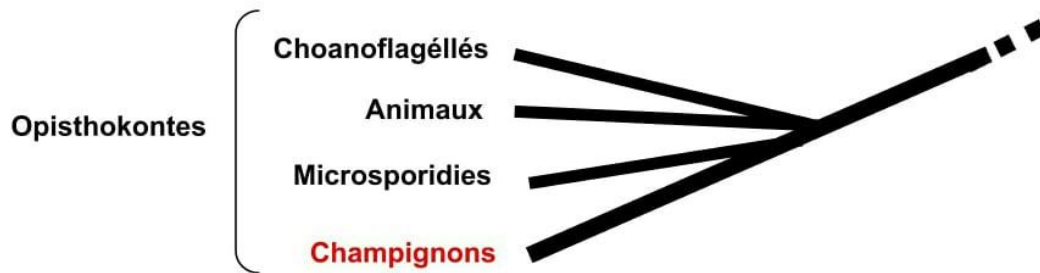


Figure 06 : Extrait de l'arbre phylogénétique, établi par le regroupement d'études moléculaires et structurales, montrant les relations entre les organismes du groupe des Opisthokontes. Extrait d'après Baldauf et *al.* 2004 in *Assembling the tree of life*.

2.1. Rôle des champignons

Les champignons sont très nombreux, ils sont répandus dans la nature et jouent un rôle essentiel de recyclage des matières organiques, en puisant leur énergie à partir des sources carbonées externes (hétérotrophie). Sur plus des espèces connues on estime à environ 500 le nombre des espèces incriminées en pathologie humaine (Benmezdad, 2020).

Les moisissures sont des champignons microscopiques, impliqués dans une multitude de processus biologiques de l'environnement. Ils présentent, on outre, un intérêt économiques, en raison à la fois de leur utilité et de leurs activités néfastes multiples : altérations des produits alimentaires et détériorations dans nombreux autres domaines, production de mycotoxines, vie parasitaire aux dépends de l'homme, des animaux et des plantes (Abdelaziz, 2006). Plusieurs moisissures, notamment les genres *Aspergillus*, *Alternaria* et *Penicillium*, sont connus pour être des contaminants des produits agricoles et/ou pour leur capacité à produire des métabolites toxiques (Cahagnier et *al.*, 1998).

Ils rendent aussi de grands services par la "domestication" des champignons par l'homme lui a permis de faire évoluer tous les produits sur le thème des levures comme le pain, les bières (*Saccharomyces cerevisiae*), le vin et sans oublier bien sûr les énormes progrès de la médecine

grâce aux découvertes en 1929 par Alexander Fléming du pouvoir antibiotique des pénicillines et de l'importance de celles-ci dans la maturation de la plupart de nos fromages, bleus, camemberts (ex : *Penicillium roqueforti* qui sert à la préparation du fromage de roquefort) (Copyright JYB Unltd, 2002).

En biotechnologie, les champignons tels que *Ashbya gossypii*, sont exploités dans la production de vitamines A, B ou D (Santos et *al.*, 2005). Les champignons sont forts utiles à l'homme en tant que source d'alimentations et de médicaments

2.2. Classification des champignons

La classification des champignons est basée sur le mode de reproduction sexuée. Les champignons appartenant au règne des Eumycota sont des champignons pour lesquels le mode de reproduction sexuée est connu. On parle alors de champignons téléomorphes. Pour certains champignons appelés anamorphes, le mode de reproduction sexuée est inconnu et seule une multiplication asexuée ou végétative est observée. L'ensemble de ces champignons sont regroupés au sien de la division Les Deuteromycota que l'on appelle aussi (champignons imparfaits) ou Fungi imperfecti qui sont divisés en trois classes : les balastomycète, les Hyphomycèteet les Coelomycètes. En ce qui concerne les Eumycota, ils regroupent les sous divisions : Ascomycètes, Basidiomycètes, Chytridiomycètes, Zygomycètes et Glomeromycète.

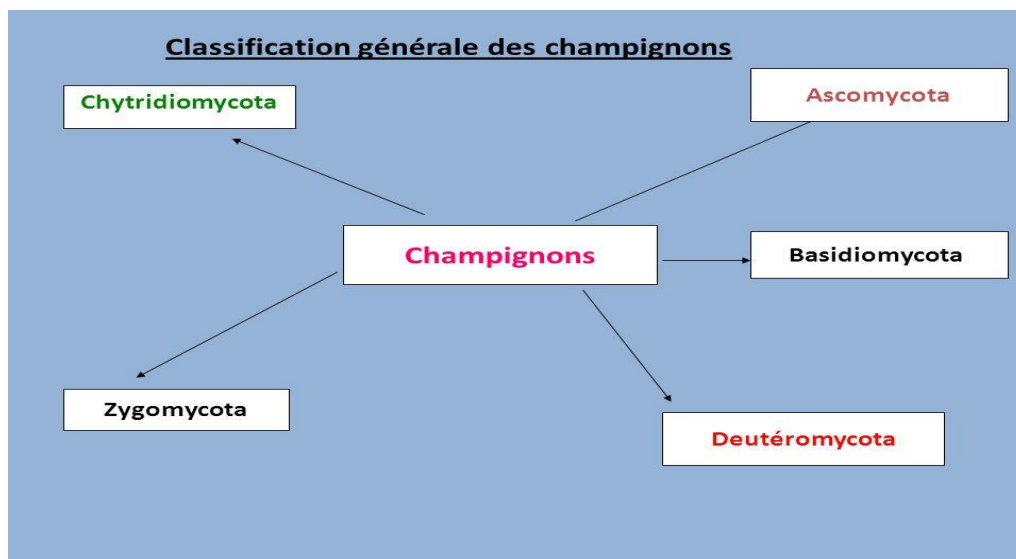


Figure 07 : Classification des champignons <https://slideplayer.fr/slide/3300951/>.

2.3. Cycle de développement

Le cycle de développement d'une moisissure comprend une phase végétative de croissance et de nutrition, et presque simultanément, une phase reproductive. La germination des spores est à l'origine de la phase végétative. Durant cette phase, la moisissure développe un réseau mycélien permettant la colonisation du support et la recherche de nutriments. Généralement, la présence de ces filaments sur les œuvres nous alerte de la potentialité d'une contamination.

Durant la phase reproductive, la moisissure va produire des particules de quelques microns, appelées « spores » qui assurent la dispersion de l'espèce. Ces spores, produites en très grande quantité, germent aussitôt si les conditions environnementales sont propices à cette germination. Ceci explique la propagation fulgurante d'une contamination. Par ailleurs, ces spores ont la particularité d'avoir un métabolisme réduit et d'être entourées de parois protectrices qui leur confèrent une très grande résistance. Ainsi, elles peuvent rester inertes plusieurs années, attendant les conditions favorables pour leur germination et leur développement. Cet état s'appelle la « dormance » ou encore la « latence » www.c2rmf.fr/documents/Vade_Mecum_ConservPrev.pd.

Dans les conditions ambiantes naturelles, les spores sont en suspension dans l'air, associées à des particules de plus grosses tailles que l'on nomme « poussière » (fibre animale, fibre végétale, textiles, squame...). Par sédimentation, ces spores se déposent sur toutes les surfaces : collection, rayonnage, sol, mur... Cette poussière est donc à la fois une réserve de spores et une source nutritive pour leur développement (Basset et Laffont, 2011).

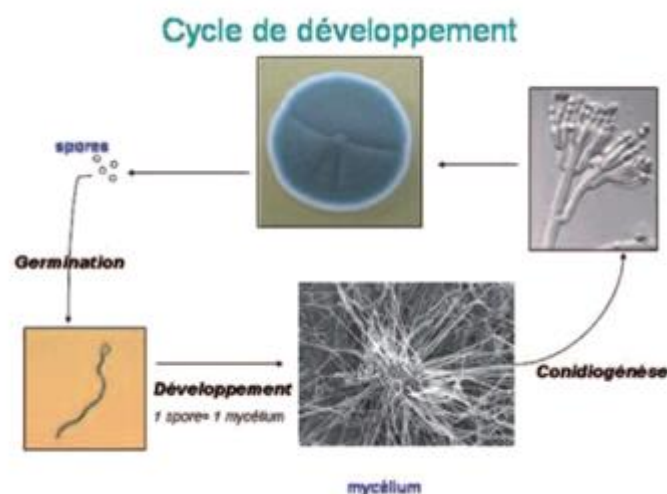


Figure 08 : Cycle de développement des moisissures (Basset et Laffont, 2011).

2.4. Morphologie

Les champignons filamenteux sont composés d'un appareil végétatif appelé thalle. Il est composé de filaments ou hyphes enchevêtrés les uns par rapport aux autres, et l'ensemble des hyphes constitue un réseau appelé mycélium. Les hyphes sont diffus, tubulaires et fins avec un diamètre compris entre 2 et 15 μm et sont plus ou moins ramifiés. Chez certaines moisissures, comme par exemple le *Mucor*, les cellules ne sont pas séparées par une cloison transversale, le thalle est alors dit coenocytique ou « siphonné » alors que chez d'autres, comme par exemple *Aspergillus*, le thalle est cloisonné ou « septé » (Fig. 9). Les cloisons, appelées septa possèdent des perforations assurant la communication entre les cellules. Les caractéristiques morphologiques de ces microorganismes sont liées à leur substrat nutritif. La colonisation du substrat est réalisée par extension et ramification des hyphes (Chabasse et al., 2002).

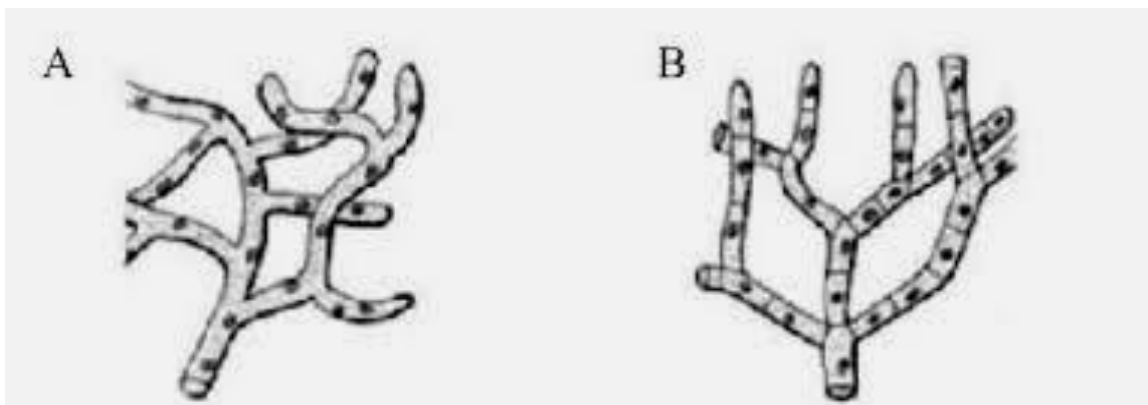


Figure 09: Structure de l'hyphe. (A) hyphe coenocytique, (B) hyphe cloisonné
<https://encrypted-tbn0.gstatic.com>

Les champignons filamenteux possèdent une paroi constituée essentiellement de polysaccharides, de glycoprotéines et de mannoprotéines (Fig. 10). Les polysaccharides sont majoritairement la chitine, polymère de molécules de N-acétylglucosamine liées entre elles par une liaison de type β -1,4, et les glucanes, polymères de molécules de D-glucose liées entre elles avec des liaisons β (1). Ces deux polysaccharides assurent la protection des moisissures vis-à-vis des agressions du milieu extérieur. La chitine joue un rôle dans la rigidité de la paroi cellulaire, les glycoprotéines jouent un rôle dans l'adhérence et les mannoprotéines forment une matrice autour de la paroi (Nwe et Stevens, 2008).

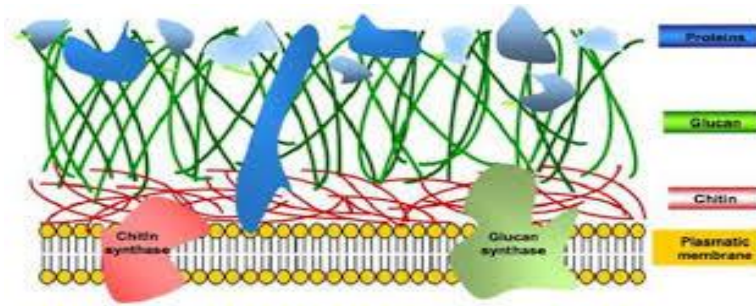


Figure 10: Schématisation de la structure de la paroi fongique.
<https://encrypted-tbn0.gstatic.com>

2.5. Croissance

La croissance des champignons mycéliens est assurée par des hyphes qui sont constitués de cellules hétérocaryotiques (Ascomycota et Basidiomycota) ou coenocytiques (Zygomycota et Glomeromycota). Leur extension est restreinte à l'apex. Après division, l'article apical nouvellement formé peut se séparer du reste du mycélium par une cloison (mycélium septé) ou non (mycélium siphonné) (Jennings & Lysek, 1996). Les hyphes vont se brancher en réseau, déterminant en partie la morphologie macroscopique du thalle (Carlile & Watkinson, 1994). La croissance et la nutrition vont se faire de façon concomitante ; la croissance sera réalisée par une extension de la paroi à l'apex, par un apport continu de chitine. Dans le même temps, au niveau de l'apex également, des enzymes hydrolytiques seront déversées dans le milieu extérieur (Carlile & Watkinson, 1994).

2.6. Reproduction

Les champignons produisent des organes de reproduction qui l'on appelle de façon générale spores et qui peuvent avoir une origine sexuelle ou végétative les spores d'origine sexuelle résultent d'une fécondation (zygospores et oospores) ou d'une méiose (ascospores ou basidiospores) alors que les spores d'origine végétative résultent d'une simple mitose que l'on appelle fréquemment conidies.

2.6.1. Reproduction asexuée

Le mode le plus commun de reproduction asexuée, est la production de spores (Fig. 11). Les spores asexuées sont produites chez un mycète par une mitose suivie d'une division cellulaire (Prescott et *al.*, 2003). Trois mécanismes principaux peuvent être rencontrés (Leyral et Vierling, 2007).

- Des spores sont produites par transformation des cellules du thalle: thallospores (Arthrospores). Un nouvel organisme se développe à partir d'un fragment pare de

mycélium.

- Des cellules fongiques se multiplient et se différencient pour former le conidiophore, sur lequel se forment les conidies.
- Les sporangiospores sont des cellules flagellées ou non ne provenant pas d'une fraction préexistante du thalle.

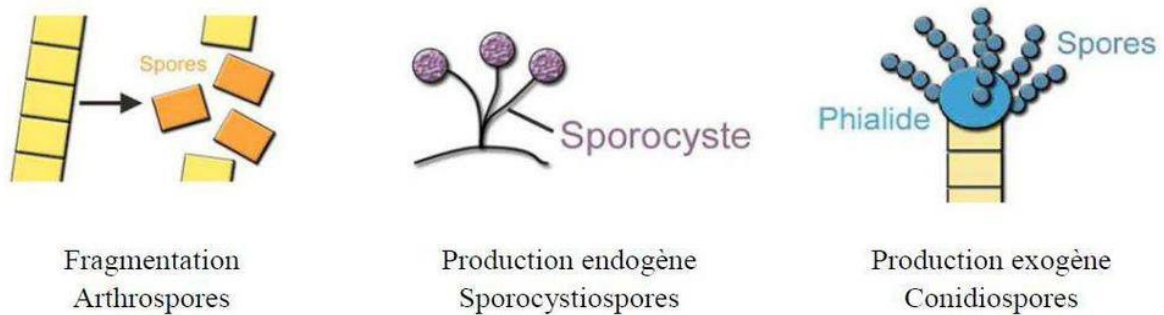


Figure 11 : Représentation schématique de quelques types de spores.

<https://il.wp.com/agronomie.info/fr/wp-content/uploads/2017/09/3.jpg?ssl=1>

2.6.2. Reproduction sexuée

La reproduction sexuée se déroule en trois étapes : plasmogamie, carygamie et méiose (Jennings et Lysek, 1996). La plasmogamie correspond à la fusion cellulaire entre deux cellules haploïdes. La cellule résultante est appelée dicaryon car elle possède deux types de noyaux haploïdes. Les deux noyaux vont fusionner lors de la caryogamie puis la méiose va convertir une cellule diploïde en quatre cellules haploïdes (Carlile et Watkinson, 1994).

2.7. Mode de vie

Les champignons sont considérés comme étant des hétérotrophes, c'est-à-dire qu'ils doivent se nourrir à partir de sources organiques. Cependant, ils ne peuvent obtenir leur nourriture par phagocytose puisque leur paroi cellulaire est trop rigide pour effectuer une telle action. De par ce fait, ils doivent dégrader leur source alimentaire au moyen d'enzymes pour ensuite absorber les petites particules qui en résultent. Bien que les champignons soient tous hétérotrophes, ils se distinguent par leur fonction. Certains sont **saprophytes** (se nourrissent à partir de matière organique morte), **parasites** (se nourrissent à partir de matière organique vivante aux dépens de l'hôte) ou **symbiotes** (s'associent avec d'autres organismes vivants pour une collaboration mutuelle comme les lichens et les mycorhizes) (Raven, 2014).

3. Champignons aquatiques

Une mycoflore dense détermine les milieux dulçaquicoles, comprenant, à côté des Phycomycètes un groupe fortement actif dans le cycle de la matière, de champignons filamenteux appartenant aux genres *Leptomitus*, *Fusarium*, *Aqueductum*, *Subbaromyces*, *Saprolegnia*, *Ascoidea*, *Geotrichum* et d'autres. Leur hyphes croissent sur la matière nutritionnelle immergée alors que la sporulation n'a lieu que lorsque le mycète est à l'extérieur du milieu aquatique ou à sa surface. Certains genres rencontrés dans les eaux stagnantes tels que *Helicoon*, *Helicodendron*, *Helicosporium* possèdent des spores de forme hélicoïdale ou de sphères grillagées ; ils ont développé ce système d'adaptation qui consiste à piéger les bulles d'air pour pouvoir flotter. Peu de connaissances sont développées sur leur écologie et leur physiologie (Kachour, 2005).

4. Contamination fongique des aliments pour poissons

Divers mycètes ou champignons du genre *Aspergillus*, *Fusarium* et *Penicillium*, peuvent contaminer facilement les céréales, leurs sous-produits et les produits d'origine végétale et animale qui entrent dans la composition des aliments industriels ou de fabrication artisanale destinés à la pisciculture. En conséquence, ces champignons peuvent produire de multiples mycotoxines dont les plus communes sont les aflatoxines, l'ochratoxine A, la zéaralénone et les trichothécènes. Cependant, les informations sur l'impact des mycotoxicoses sont assez rares et la plupart des informations proviennent d'études expérimentales (Caruso et Moreau, 2013). Les effets toxicologiques chez les poissons dépendent du type de mycotoxine et de la relation dose-exposition à laquelle les poissons sont soumis. Dans les intoxications subchroniques, on observe généralement un arrêt de croissance, des altérations de l'état général, des atteintes d'organes spécifiques impliquant notamment le foie, une immunosuppression combinée à une sensibilité accrue aux agents pathogènes opportunistes et, pour les aflatoxines, une incidence élevée des tumeurs hépatiques. Toutefois, des variations importantes de la toxicité sont liées à divers facteurs, en particulier l'espèce et l'âge du poisson (Caruso et Moreau, 2013).

5. Effets de la contamination fongique sur la santé humaine

Les mycotoxines sont présentes dans toute une série de produits de l'alimentation humaine et animale et provoquent de nombreuses maladies chez l'homme et l'animal (Mayer, 1953; Coker, 1997). Le contact avec les mycotoxines peut être à l'origine de toxicités aiguës

et chroniques allant de la mort à des effets délétères sur le système nerveux central, l'appareil cardiovasculaire et l'appareil respiratoire, ainsi que sur l'appareil digestif. Elles peuvent aussi avoir des effets carcinogènes, mutagènes, tératogènes et immunosuppresseurs. Le pouvoir qu'ont certaines d'altérer les réactions immunitaires et, ainsi, de réduire la résistance aux infections, est maintenant largement considéré comme leur effet le plus important, surtout dans les pays en développement.

Les mycotoxines retiennent l'attention dans le monde entier en raison des pertes économiques importantes qui sont liées à leurs effets sur la santé de l'homme, la productivité animale et le commerce national et international. On a estimé, par exemple, (Miller, communication personnelle, 1991) que les pertes annuelles aux États-Unis et au Canada dues à l'effet des mycotoxines sur les aliments du bétail et les industries de l'élevage étaient de l'ordre de 5 milliards de dollars. Dans les pays en développement, où les vivres (par exemple le maïs et les arachides) sont susceptibles d'être contaminés, il est probable qu'il faille y ajouter des pertes importantes dans la population humaine en raison de la morbidité et des décès prématurés associés à la consommation de mycotoxines (FAO, 2003).

Chapitre II :

Synthèse expérimentale

1. Sources et Méthodes

Plusieurs travaux de recherche à travers le monde entier ont été focalisés sur la mycologie du milieu aquatique et spécifiquement du milieu piscicole. Ce présent chapitre est la partie expérimentale synthétisée de cinq (05) références (articles de recherche), traitant, totalement ou partiellement les micromycètes isolés de l'eau d'élevage et des aliments destinés à la nourriture des poissons d'aquaculture.

Tous les matériels et toutes les méthodes mentionnés dans ce chapitre sont relatifs aux articles.

2. Matériels et Méthodes utilisés

2.1. Echantillonnage

2.1.1. Eau d'élevage

En vue d'étudier la qualité mycologique de l'eau d'élevage, un certain nombre d'échantillons d'eau ont été prélevés dans divers étangs à poissons et dans plusieurs barrages, en utilisant des flacons stériles. Les multiples prélèvements ont été réalisés par différents chercheurs dans plusieurs régions situées au Nigéria : Université Michael Okpara de l'agriculture Umudike (État d'Abia) (Ekwenye et Ugwoje, 2008) ; Conseil métropolitain de Maiduguri (État de Borno) (Ibn Abbas et *al.*, 2015); et Zaria (Atawodi et *al.*, 2017). Les échantillons sont nommés en fonction de la zone de prélèvement (Tableau 1).

Tous les échantillons ont été conservés dans une enceinte réfrigérée d'environ 4 °C jusqu'à la livraison au laboratoire.

Tableau n°01 : Échantillons d'eau d'élevage collectés pour l'analyse mycologique.

Échantillons d'eau	Zones de prélèvement
M1	Eau d'étang à poisson de Giwa Conseil métropolitain de Maiduguri « Nigéria »
M2	Eau d'étang à poisson de Giwa Conseil métropolitain de Maiduguri « Nigéria »
ALIR 3	Eau d'étang à poisson d'Aliram Conseil métropolitain de Maiduguri Nigéria
ALIR 4	Eau d'étang à poisson d'Aliram Conseil métropolitain de Maiduguri « Nigéria »
Éch 5	Eau d'étang à poisson de Mammy Conseil métropolitain de Maiduguri « Nigéria »
Éch 6	Eau d'étang à poisson de terre Conseil métropolitain de Maiduguri « Nigéria »
Eau d'élevage	Ferme d'élevage de Tilapia « <i>Oreochromis niloticus</i> » Université Michael Okpara de l'agriculture Umudike « Nigéria »
ADM	Barrage A.B.U Zaria « Nigéria »
ZDM	Barrage Zango Zaria « Nigéria »
SDM	Barrage Shika Zaria « Nigéria »
ZGF	Ferme d'élevage de poisson-chat nord africain « <i>Clarias gariepinus</i> » De Zango Zaria « Nigéria »
SBF	Ferme d'élevage de poisson-chat nord africain « <i>Clarias gariepinus</i> » de Sabo Zaria « Nigéria »
BZF	Ferme d'élevage de poisson-chat nord africain « <i>Clarias gariepinus</i> » BZ Zaria « Nigéria » « Nigéria »

2.1.2. Aliments pour poissons

Le tableau n°02 expose les différents échantillons d'aliments finis qui ont été prélevés dans différentes fermes élevages de tilapia et du poisson chat africain dans plusieurs pays du monde et pendant plusieurs années allant du 2007 au 2017 (Ekwenye et Ugwoje, 2008 ; Barbosa et *al.*, 2013 ; Marijani et *al.*, 2017).

Tableau n°02: Échantillons d'aliments finis prélevés pour l'analyse mycologique.

Catégories d'aliments	Kenya	Tanzania	Uganda	Rwanda	Nigeria	Brésil	Total
Ingrédients alimentaires	3	6	3	0	0	0	12
Aliments fabriqués à la ferme	9	5	0	0	0	0	14
Aliments commerciaux locaux	2	2	10	0	3	60	77
Aliments commerciaux importés	2	0	0	10	0	0	12
Total	16	13	13	10	3	60	115

Pour assurer un échantillonnage correct, chaque sac de 25 kg avait une division imaginaire linéaire dans sa longueur en trois parties égales à partir desquelles des échantillons d'1 kg de la couche supérieure, de la couche centrale et de la couche inférieure ont été collectés (Barbosa et *al.*, 2013 ; Marijani et *al.*, 2017).

Les échantillons ont été correctement emballés dans des sacs stériles et envoyés immédiatement au laboratoire où ils ont été analysés.

2.2. Isolement des souches fongiques

2.2.1. Préparation des échantillons

Avant que les échantillons ne soient soumis à l'analyse, chacun d'entre eux a été préparé en fonction de sa nature.

➤ **L'eau d'élevage :** Les échantillons d'eau ont été utilisés directement après avoir réalisé des dilutions décimales : 10 ml d'eau distillée stérile ont été pipetés dans chaque tube à essai (5 tubes à essai pour chaque échantillon d'eau). Un millilitre (1 ml) d'échantillon d'eau d'étang à poissons a été ajouté au premier tube et agité. Un millilitre (1 ml) a été prélevé du premier tube à essai vers le deuxième tube et progressivement vers le cinquième tube à essai. Un millilitre (1 ml) de chaque cinquième tube à essai a été jeté. Cette opération a été faite pour tous les échantillons d'eau prélevés des différents étangs à poissons (Ibn Abbas et *al.*, 2015).

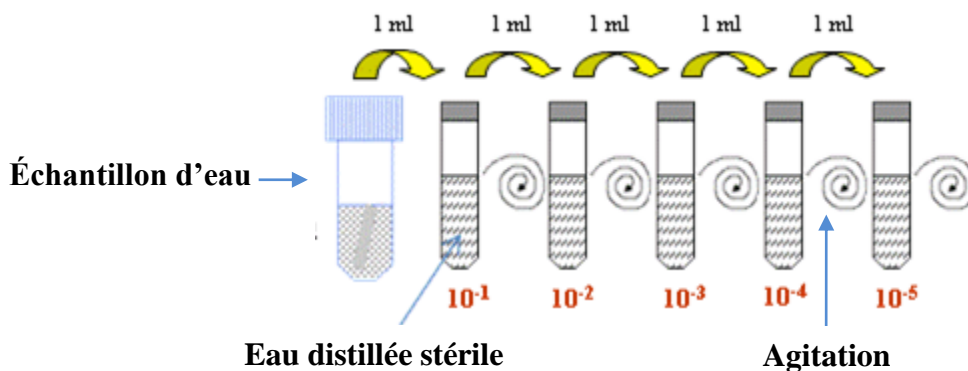


Figure 12 : Schématisation de la méthode de dilution de l'échantillon d'eau d'étang.

➤ L'aliment

1)- Préparation de la solution mère

La solution mère est préparée soit dans des plaques de dilution, en mélangeant 1g d'aliment de poisson à analyser dans 9 ml d'eau distillée stérile (Marijani et *al.*, 2017) (Fig. 13), soit dans des Erlenmeyer de 250 ml contenant 90 ml d'eau distillée stérile dans lesquels sont ajoutés aseptiquement 10 g de chaque échantillon d'aliment (Barbosa et *al.*, 2013). Le mélange de chaque échantillon est agité mécaniquement à l'aide d'un agitateur horizontal à 220 tr/min pendant 20 min à 25°C pour produire un homogénat (Marijani et *al.*, 2017). La solution obtenue appelée solution mère est laissée au repos pendant 30 minutes pour assurer la revivification des mycètes stressés par l'homogénéisation. La suspension obtenue correspond à la dilution 10^{-1} .

2)- Dilutions décimales

Un millilitre de la solution mère est prélevé et introduit dans un tube à essai contenant 9 ml d'eau distillée stérile. On obtient une solution de dilution 10^{-2} . Un millilitre de la solution 10^{-2} est de nouveau prélevé puis introduit dans un autre tube contenant toujours 9 ml d'eau distillée stérile. La dilution de la solution ainsi obtenue est 10^{-3} . Cette opération se poursuit pour enfin atteindre la dilution de 10^{-5} (Barbosa et *al.*, 2013).

2.2.2. Milieux de culture

Différents milieux de culture ont été utilisés pour l'isolement et le repiquage des champignons :

a)- Dichloran Rose Bengale Chloramphénicol agar (DRBC) : utilisé pour l'isolement et l'identification des champignons (King et *al.*, 1979). L'addition de chloramphénicol inhibe la croissance des bactéries Gram positif et Gram négatif (Gesvrine, 2012).

b)- **Gélose au Dichlorane et au Glycérol à 18% (DG18)** : qui favorise le développement de champignons xérophiles (Barbosa et *al.*, 2013).

c)- **Milieu Potato Dextrose Agar (PDA)** : Pour l'isolement et la purification des souches (Ibn Abbas et *al.*, 2015).

d)- **Gélose Nash et Snyder** : pour dénombrer les espèces de *Fusarium* (Nelson et *al.* 1983).

e)- **Gélose d'extrait de malt (MEA)**: est recommandée pour la recherche et l'isolement des levures et moisissures ainsi que pour la conservation de ces souches (Gesvrine, 2012).

f)- **Gélose aux feuilles d'œillet** : pour le repiquage des *Fusarium spp.* (Barbosa et *al.*, 2013).

g)- **Sabouraud Dextrose Agar (SDA)** : pour la croissance et l'isolement d'une grande variété de levures et de moisissures (Gesvrine, 2012). .

2.2.3. Mise en culture des échantillons

➤ Eau d'élevage

Deux méthodes d'isolement ont été effectuées :

Méthode n° 01

Après avoir préparé des dilutions décimales, 1 ml est prélevé à partir des dilutions 10^{-3} et 10^{-5} de chaque échantillon et ensemencé sur deux milieux de culture : PDA et le milieu MEA. Les boîtes sont incubées à température ambiante pendant 5 jours jusqu'à développement apparent des colonies (Fig.13) (Ibn Abbas et *al.*, 2015).

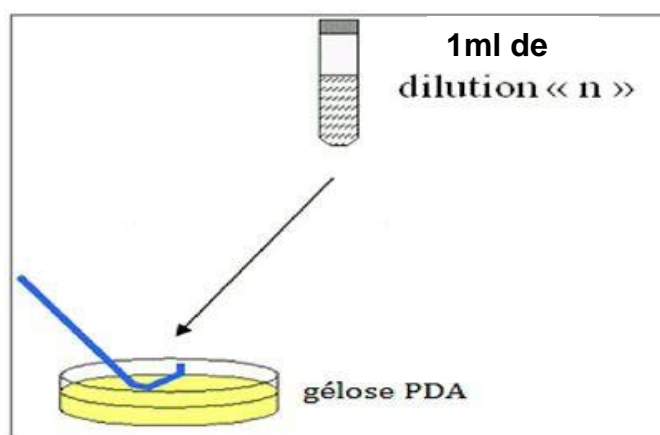


Figure 13 : Etalement de l'inoculum sur le milieu de culture (Koibich, 2016).

Méthode n° 02

Un volume de 100 ml de chacun des échantillons d'eau a été distribué dans des tubes à essai stériles et centrifugé. Ils ont ensuite été filtrés à travers un petit disque de papier filtre stérile de porosité de 0.45µm. Le papier filtre a été placé dans des boîtes de pétri contenant de la gélose Sabouraud Dextrose Agar (SDA) et étiquetées. Les boîtes sont alors incubées dans un incubateur à 28°C pendant 5 jours (Cheesbrough, 2000).

➤ L'aliment

Une série de dilution est réalisée, ensuite 0,1 ml de chacune des dilutions estensemencé en triplicatas par étalement sur deux milieux de culture : **DRBC** pour l'estimation du nombre total de champignons cultivables (Abarca et *al.* 1994) et le milieu **DG18** qui favorise le développement de champignons xérophiles (Barbosa et *al.*, 2013 ; Kana et *al.*, 2013a). Les cultures sont ensuite incubées à 25°C pendant 5 à 7 jours pour le milieu DRBC, et à 30°C pendant 7 jours pour le milieu DG18 (Fig.14). Tous les échantillons ont été également inoculés sur le milieu de Nash et Snyder pour dénombrer les espèces de *Fusarium* (Nelson et *al.* 1983) et incubés à 24°C pendant 7 jours sous une photopériode 12 h/ lumière froide blanche / 12 h lumière fluorescente noire.

2.3. Identification

2.3.1. Identification macroscopique et microscopique

L'identification des champignons filamenteux en routine repose essentiellement sur l'analyse des caractères morphologiques macroscopiques et microscopiques (Lecellier, 2013).

2.3.1.1. Critères d'identification macroscopique

Lors de l'analyse macroscopique des colonies obtenues après culture des champignons filamenteux, plusieurs aspects de l'appareil végétatif sont observés :

- **L'aspect** : duveteux, laineux, cotonneux, velouté, poudreux, granuleux ou glabre.
- **Le relief** : plat, plissé ou cérébriforme.
- **La taille** : petite, étendue ou envahissante.
- **La couleur** : blanche, crème ou colorée (verte, brune, orangée, violette, grises...).

La présence d'un pigment diffusant dans la gélose ainsi que certains paramètres telle la vitesse de la pousse des colonies ou la température de développement peuvent être de bons indicateurs pour l'identification d'une moisissure.

2.3.1.2. Critères d'identification microscopique

Lors de l'analyse microscopique des colonies, plusieurs structures des champignons filamenteux sont observées comme l'appareil végétatif, les organes de fructification et les spores :

- **Le thalle végétatif** : septé (diamètre étroit et régulier de 2 à 5 μm) ou siphonné (filaments peu ou pas ramifiés, diamètre large et irrégulier de 5 à 15 μm), paroi pigmentée (mélanisée) ou non (hyaline).
- **Les organes de fructifications** : présence ou non d'organes protecteurs des conidies, modes de formation des conidies (issues directement du thalle, solitaires (aleuriospores) ou en chaînes (arthrospores), ou produites par bourgeonnement et regroupées soit en grappes, en masse, en têtes ou en chaînes basipètes ou acropètes), modes d'implantation des cellules conidiogènes [indifférenciée ou peu indifférenciée, différenciées (sur le filament végétatif, porté sur les conidiophores dispersés ou groupés)].
- **Les spores** : endogènes (endospores) ou exogènes (conidiospores ou conidies), l'aspect des spores [améropores (unicellulaires et de petite taille), didymospores (bicellulaires), phragmospores (pluricellulaires à cloisons transversales), dictyospores (pluricellulaires à cloisons transversales et longitudinales), scolécospores (étroites et effilées)], présence ou non de chlamydospores.

➤ Réalisation de l'observation microscopique

1)- Avec une aiguille

À l'aide d'une aiguille d'inoculation enflammée, le bord de chaque colonie est prélevée et des lames des différentes colonies sont fabriquées, une goutte de colorant bleu de coton au lacto phénol est ajoutée aux lames et recouverte d'une lamelle de protection, puis examinées au microscope à l'aide d'un grossissement de x100 et x400 à partir du troisième jour de la culture. Les champignons et les organismes ressemblant à des champignons ont été identifiés grâce aux travaux de Bedenek (1972), Batko (1975), Dick (1990) et Pystina (1998).

2)- Culture sur lame

Cette technique a été utilisée pour examiner l'ensemble des caractéristiques de quelques champignons sans distorsion.

Le milieu PDA fondu a été utilisé pour faire des crêtes sur une lame stérile de microscope. Des petits fragments de chaque culture à examiner ont été inoculés au dessus de la gélose. L'ensemble est recouvert d'une lamelle. La culture sur lame a été soigneusement transférée dans une boîte de pétri stérile contenant deux courtes tiges de verre stériles comme des rails sur lesquelles la culture reposait. Un coton stérile mouillé avec de l'eau distillée stérile a été laissé à l'intérieur de la boîte pour fournir l'atmosphère nécessaire à une bonne croissance des champignons (Ekwenye et Ugwoje, 2008) (Fig.15).

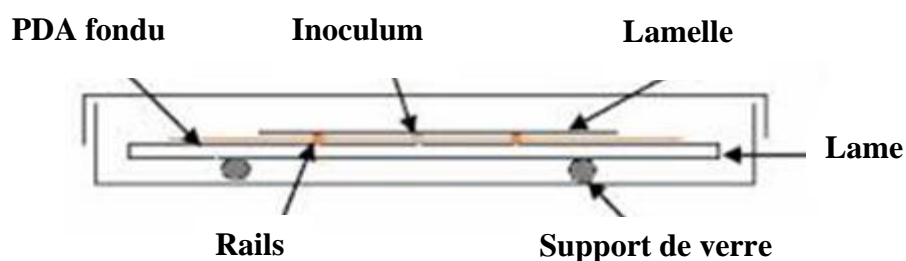


Figure 15 : Culture sur lame.

Après avoir incubé les boîtes pendant 2 à 5 jours, la culture des différents champignons a été mise en valeur et examinée directement sous le microscope. Les caractéristiques ont été enregistrées.

2.3.2. Identification moléculaire

De nombreuses études ont visé à développer des méthodes outils d'identification des champignons reposant sur l'étude des acides nucléiques (ADN et ARN) et ne nécessitant plus obligatoirement un examen morphologique (Paterson, 2003; Hinrikson et *al.*, 2005 ; Feuilhade de Chauvin, 2005 ; Jin et *al.*, 2004 ; Reiss et *al.*, 1998). L'extraction d'ADN et l'utilisation de la

réaction de polymérisation en chaîne (PCR) est aujourd'hui une technique de routine dans les laboratoires de mycologie, et de nombreux kits commerciaux sont disponibles pour faciliter l'extraction d'ADN fongique. Les séquences obtenues après séquençage sont ensuite comparées à des bases de données telles que GenBank (www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank) ou Fungal barcoding (<http://www.fungalbarcoding.org>) afin d'évaluer leur similarité avec les séquences présentes dans la base et ainsi orienter l'identification. L'identification par PCR est utilisée aussi bien en mycologie médicale qu'en mycologie alimentaire. De nombreux travaux utilisent la biologie moléculaire pour dépister les souches fongiques toxigènes (Niessen, 2007). Les outils de biologie moléculaire sont également utilisés pour prédire le risque potentiel des mycotoxines par la quantification des espèces productrices (Niessen, 2007).

1.2.3.2.1. Caractérisation moléculaire des champignons

Selon Marijani et *al.* (2017), les cultures fongiques pures identifiées sur la base de la morphologie ont été confirmées par le séquençage de l'ADN. Les genres fongiques ont été identifiés à l'aide d'amorces du gène ITS (Internal Transcribed Spacer), comme décrit par White et *al.* (1990).

Les paires d'amorces ITS1 (5'-TCCGTAGGTGAACCTGCGG-3') et ITS4 (5'-TCCTCCGCTTATTGATATGC-3') ont été utilisées pour amplifier un fragment de 500 bp de la région ITS. Le protocole du PCR utilisé a été décrit par Kana et *al.* (2013a, b).

Les amplicons PCR ont été purifiés à l'aide d'un kit de purification GeneJetPCR (Thermo Scientifique, Catalogue No. K0702). Le séquençage bidirectionnel des échantillons d'ADN ont été prélevés à l'aide d'un analyseur d'ADN ABI3730 et un kit Big Dye Terminator v3.1. L'appel de base pour chaque séquence a été réalisé à l'aide du logiciel Sequence Analysis v5.2 au laboratoire BecA-ILRI, Nairobi, Kenya. Les séquences de consensus à partir de l'avant et les brins inversés ont été générés à l'aide du banc de travail CLC Bio DNA.

L'analyse phylogénétique des séquences ITS ont été réalisées à l'aide du logiciel MEGA 5.0. Toutes les séquences d'ADN ont été alignées à l'aide du programme Clustal X v1.8.

Chapitre III:

Résultats et discussion

1. Résultats

Le présent chapitre sera consacré à la présentation des résultats obtenus par les différents auteurs en commençant par le recensement des divers genres fongiques isolés.

1.1. Isolats fongiques à partir d'aliments

L'isolement et l'identification des champignons à partir des échantillons d'aliments pour poissons prélevés dans plusieurs pays du monde [Afrique de l'est (Kenya, Tanzania, Uganda, Rwanda); Nigéria et Brésil], ont permis de recenser 7,6 et 8 genres fongiques respectivement. Les résultats obtenus sont présents dans le tableau 3.

Tableau n° 03 : Les espèces fongiques isolées d'aliments pour poissons.

Espèces fongiques	Afrique de l'est (Marijani et al., 2017).	Nigéria (Ekwenye et Ugwoje, 2008)	Brésil (Barbosa et al., 2013)
<i>Aspergillus flavus</i>	+	-	+
<i>A. tamarii</i>	+	-	-
<i>A. niger</i>	+	+	+
<i>A. oryzae</i>	+	-	+
<i>A. sp.</i>	-	-	+
<i>A. versicolor</i>	-	-	+
<i>A. fumigatus</i>	-	-	+
<i>A. candidus</i>	-	-	+
<i>Penicillium citrinum</i>	-	-	+
<i>P. glabrum</i>	-	-	+
<i>P. minioluteum</i>	-	-	+
<i>P. corylophilum</i>	-	-	+
<i>P. citreonigrum</i>	-	-	+
<i>P. italicum</i>	-	-	+
<i>P. variable</i>	-	-	+
<i>P. notatum</i>	-	+	-
<i>P. chrysogenum</i>	+	-	-
<i>P. sp.</i>	-	-	+
<i>Cladosporium sp.</i>	-	-	+

<i>C.herbarum</i>	-	+	-
<i>Fusarium</i> (<i>hyalophragmial</i>)	-	+	-
<i>Mucor sp.</i>	+	+	+
<i>Wallemia sp.</i>	-	-	+
<i>Eurotium sp.</i>	-	-	+
<i>E. rubrum</i>	+	-	-
<i>Aureobasidium sp.</i>	-	-	+
<i>Nigrospora sp.</i>	-	-	+
<i>Phoma sp.</i>	+	-	-
<i>Hyphopichia burtonii</i>	+	-	-
Levures	-	+	-
Champignons endophytes	+	-	-

+ = Présence - = Absence

Selon Barbosa et *al.* (2013), le nombre total des champignons cultivés sur les deux milieux de culture utilisés DRBC et DG18 varie de $<1 \times 10^2$ à $4,7 \times 10^4$, et de $<1 \times 10^2$ à $2,7 \times 10^4$ UFC/g, respectivement. Le nombre total moyen des champignons étaient de $2,9 \times 10^3 \pm 0,6 \times 10^3$ (moyenne \pm écart-type) en DRBC et $2,2 \times 10^3 \pm 3,8 \times 10^3$ (moyen \pm SD) dans le milieu DG18.

Pour la même étude Barbosa et *al.* (2013), et sur la base des fréquences des genres fongiques (%), le *Cladosporium* (85 %) était prédominant. Parmi les genres toxigènes, le genre *Aspergillus* (68%) était le plus répandu, suivi par les espèces du *Penicillium* (60%). Autres genres ont été isolés à des fréquences plus basses comme le *Wallemia*, l'*Eurotium*, l'*Aureobasidium*, le *Mucor* et le *Nigrospora* (Fig. 16).

Parmi les espèces d'*Aspergillus*, l'agrégat *Aspergillus niger* et *Aspergillus flavus* étaient les plus répandues, suivies par *Aspergillus versicolor*. *Aspergillus fumigatus*, *Aspergillus candidus*, et *Aspergillus oryzae* qui ont été trouvées à faible densité relative (Fig. 17).

Pour les espèces de *Penicillium*, *Penicillium citrinum* était la plus répandue, suivie de *Penicillium glabrum*, *P. minioluteum*, *P. corylophilum* *P. citreonigrum*, *P. italicum* et *P. variable* (Fig. 18).

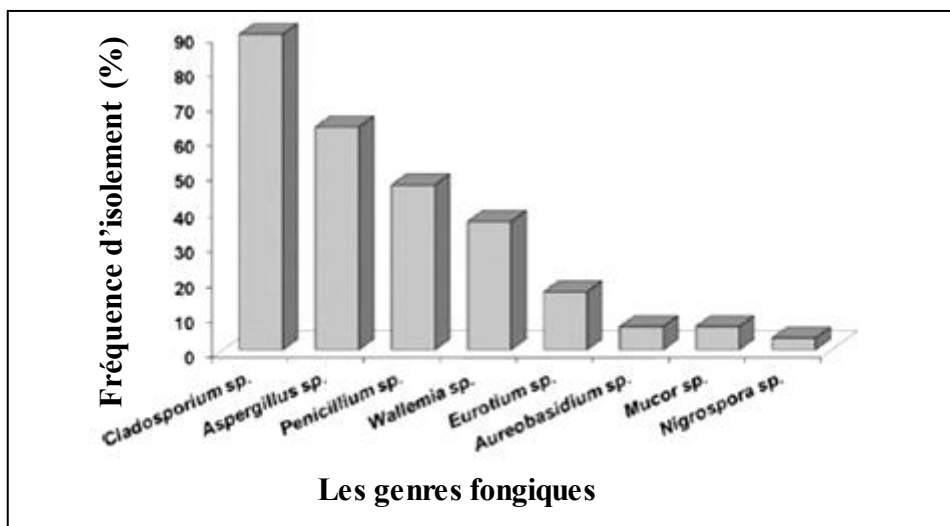


Figure 16 : Fréquence des genres fongiques isolés d'aliments pour poissons d'élevage selon Barbosa et al. (2013).

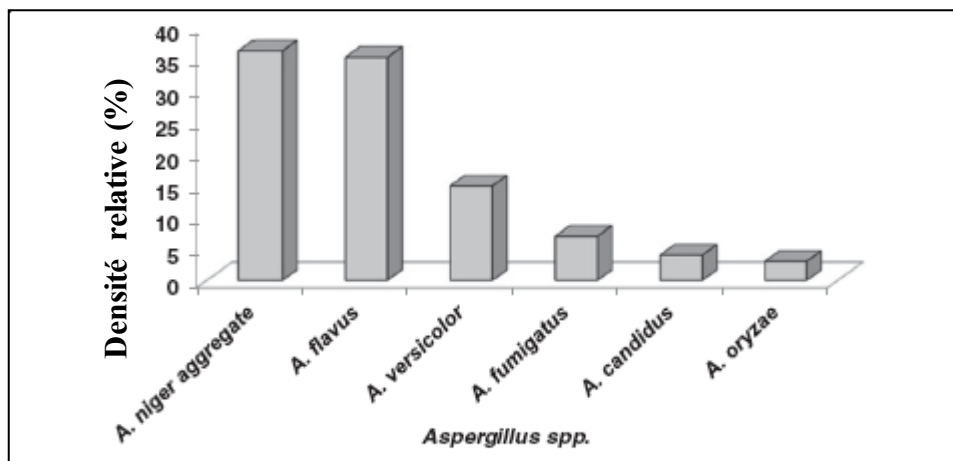


Figure 17 : Densité relative des espèces d'*Aspergillus* isolées d'aliments pour poissons d'élevage selon Barbosa et al. (2013).

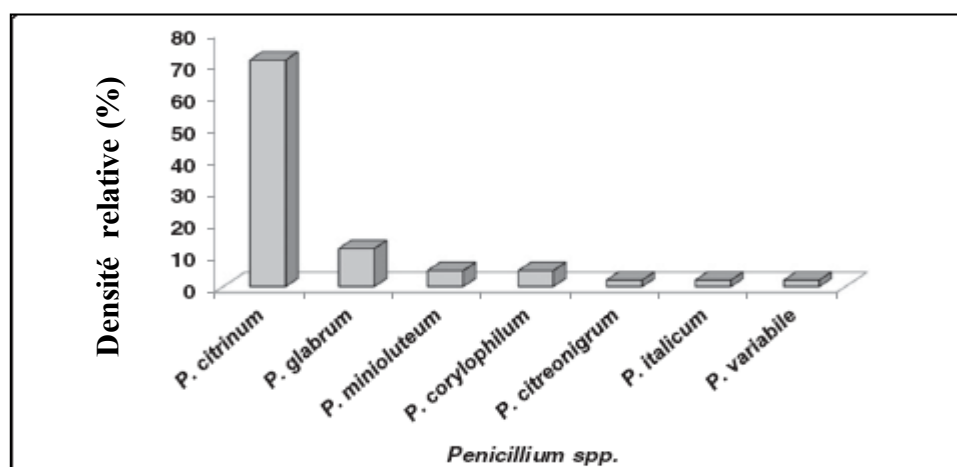


Figure 18 : Densité relative des espèces de *Penicillium* isolées d'aliments pour poissons d'élevage selon Barbosa et al. (2013).

Dans une deuxième étude réalisée sur plusieurs pays de l'Afrique de l'est (Kenya, Tanzania, Uganda, Rwanda), Marijani et *al.* (2017) ont isolé dix espèces de champignons. Parmi ces espèces l'*Aspergillus flavus* était la plus répandue (présente dans 54,5 % des échantillons analysés) (Fig. 19). La fréquence la plus élevée d'*A. flavus* a été enregistrée dans les ingrédients alimentaires (58,3 %) suivie des aliments produits à la ferme (50 %), et en fin dans les aliments commerciaux produits localement (28,6 %). Les aliments commerciaux importés étaient exempts de toute contamination. (Fig. 19). Trois autres espèces d'*Aspergillus* ont été recensées : *A. oryzae*, *A. tamaritii* et *A. niger*. Les autres champignons récupérés dans les échantillons étaient *Mucor sp.* (9%), *Phoma sp.* (6,1%), *Hyphopichia burtonii* (6%), *Eurotium rubrum* (3%) et *Penicillium chrysogenum* (3 %).

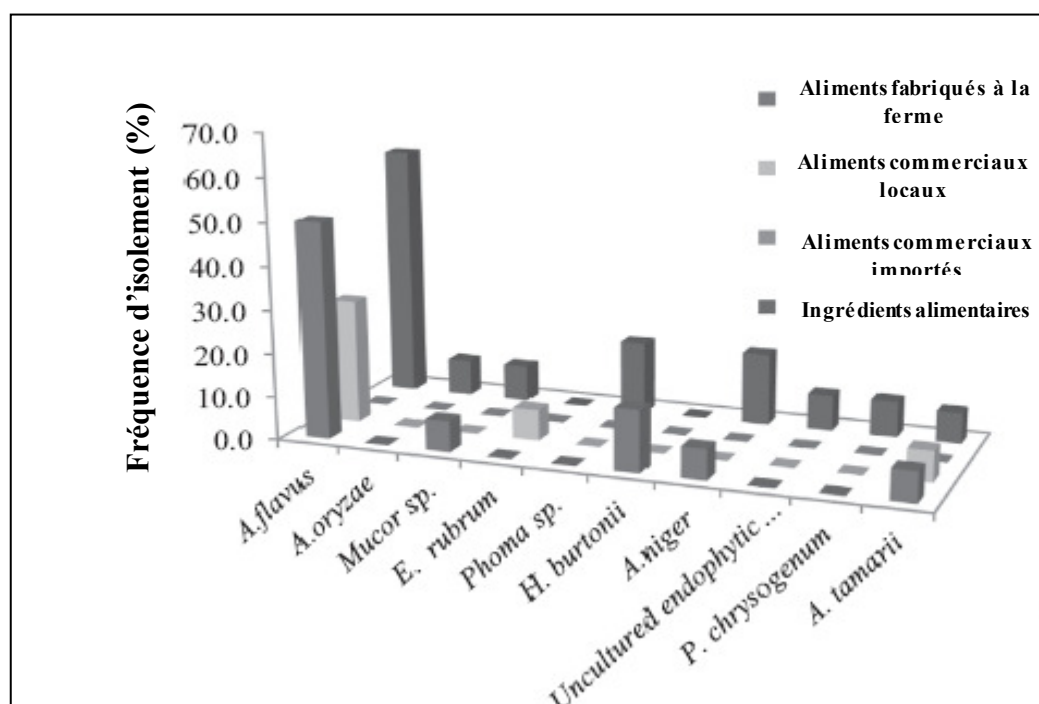


Figure 19 : Fréquence des genres fongiques isolés des différentes catégories d'aliments pour poissons d'élevage selon Marijani et *al.* (2017).

Pour l'étude d'Ekwenye et Ugwoje (2008), un nombre total de $1,47 \times 10^4$ UFC/g de micromycètes a été isolé à partir d'aliments d'élevage de *Tilapia oreochromis* prélevés à l'Université Michael Okpara de l'agriculture Umudike (État d'Abia) « Nigéria », les espèces sont les suivantes : *Aspergillus niger*, *Penicillium. notatum*, *Cladosporium herbarum*, *Fusarium (hyalophragmial)*, *Mucor sp.* et des levures.

1.2. Isolats fongiques à partir de l'eau d'élevage

L'isolement et l'identification des champignons à partir des échantillons d'eau d'élevage, prélevés dans différentes régions situées au Nigéria ont permis de détecter la présence de différents genres de champignons. Les résultats obtenus sont présents dans le tableau 4.

Tableau n° 04 : Les espèces fongiques isolées de l'eau d'élevage.

Espèces fongiques	Université Michael Okpara de l'agriculture Umudike (État d'Abia) (Ekwenye et Ugwoje, 2008)	Conseil métropolitain de Maiduguri (État de Borno) (Ibn Abbas et al., 2015)	Zaria (Atawodi et al., 2017).
<i>Aspergillus niger</i>	+	+	-
<i>Aspergillus sp.</i>	-	-	+
<i>A. flavus</i>	-	+	-
<i>A. penicilloides</i>	-	+	-
<i>A. terreus</i>	-	+	-
<i>Penicillium notatum</i>	+	-	-
<i>Penicillium sp.</i>	-	-	+
<i>Mucor sp.</i>	+	-	+
Levures	+	-	-
<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	-	+	-
<i>Zygosaccharomyces bailii</i>	-	+	-
<i>Rhizopus stolonifer</i>	-	+	-
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	-	+	-
<i>Alternaria alternata</i>	-	+	-
<i>Trichophyton sp</i>	-	-	+

+ = Présence - = Absence

D'après le tableau 4, on remarque que tous les échantillons d'eau d'élevage prélevés dans les différentes régions situées au Nigéria sont contaminés avec de multiples espèces fongiques. Le nombre le plus important a été enregistré au niveau du Conseil métropolitain de Maiduguri (État de Borno) avec 9 espèces, suivi par la ferme d'élevage de *Tilapia oreochromis* de l'Université Michael Okpara de l'agriculture Umudike (État d'Abia) et les différentes fermes et barrages situés à Zaria, avec 4 différents genres dans chacune des deux régions.

Ekwenye et Ugwoje (2008), ont recensé un total de $2,67 \times 10^3$ UFC/g de champignons des échantillons d'eau collectés de la ferme d'élevage de *Tilapia oreochromis* de l'Université Michael Okpara de l'agriculture Umudike (État d'Abia). Atawodi et al. (2017) ont isolé quatre genres de champignons de l'eau des six sites d'échantillonnage à savoir: le *Mucor* (12,50%), l'*Aspergillus* (18,06%), le *Tricophyton* (5,56%) et le *Penicillium* (4,17%).

2. Discussion

Selon les résultats obtenus par les différents chercheurs dans plusieurs régions du monde on remarque que tous les échantillons d'aliments pour poissons analysés ont été contaminés par des différentes espèces fongiques à part une seule catégorie d'aliment qui est celle d'aliments commerciaux importés analysés par Marijani et al. (2017) qui étaient exempts de toute contamination, cela peut être due au fait que les aliments fabriqués localement dans des fermes d'élevages piscicoles peuvent être infectées lors de leur manipulation et aussi pendant leur stockage inapproprié ce qui peut augmenter le risque de leur contamination, alors que les échantillons d'aliments commerciaux importés proviennent des usines commerciales qui permettent une utilisation des agents antifongique par les minotiers, ce qui permet de réduire la croissance des champignons.

Parmi les espèces de champignons isolées des aliments, l'*Aspergillus niger* et le *Mucor sp.* sont communes pour les trois études consultées. Barbosa et al. (2013) et Marijani et al. (2017) ont isolé plusieurs espèces d'*Aspergillus* parmi lesquelles *A. oryzae*, *A. flavus* et *Aspergillus niger* sont communes avec une prédominance d'*A. flavus*. Leurs résultats sont conformes à celui de Fallah et al. (2014), qui a obtenu une fréquence de 48,1 % d'*A. flavus* dans les aliments pour poissons produits localement en Iran. Santos (2006), Nunes (2009), et Cardoso (2011) ont constaté des pourcentages élevés d'*A. flavus* dans les échantillons d'aliments pour animaux provenant de l'aquaculture dans le nord du Brésil. D'autres études ont trouvé une prévalence des espèces d'*Aspergillus* section *Flavi* suivie d'agrégat *Aspergillus niger* provenant d'échantillons d'aliments granulés pour équidés, volailles et animaux (Keller et al., 2007 ; Pereyra et al., 2009 ; Fernández Juri et al., 2009).

La croissance fongique entraîne une réduction de la qualité nutritionnelle des d'aliments pour poissons qui pourrait affecter leur appétence et réduire l'absorption des nutriments par l'animal, ce qui détermine un substrat de mauvaise qualité.

Barbosa et al. (2013), Marijani et al. (2017) et Ekwenye et Ugwoje (2008) ont isolé de différentes espèces de *Penicillium*, mais le nombre le plus important a été révélé par Barbosa et al. (2013) à Rio De Janeiro avec 7 espèces (*Penicillium citrinum*, *Penicillium glabrum*, *P. minioluteum*, *P. corylophilum*, *P. citreonigrum*, *P. italicum* et *P. variable*) contre une seule espèce pour chacune des deux autres études (*P. chrysogenum* et *P. notatum*) respectivement. Le nombre élevé d'espèces fongiques révélées à Rio De Janeiro (Brésil) peut être dû à la localisation géographique de ce pays et du climat tropical (chaud et humide) qu'il possède ce qui a été favorable à leur développement. Ces espèces de *Penicillium* peuvent produire un large éventail de composés toxiques tels que la citrinine et la citréoviridine (Pitt, 2004). Jusqu'à présent, il n'existe aucune information sur les effets toxicologiques de ces mycotoxines chez les poissons.

Les résultats de Barbosa et al. (2013), ont montré que les espèces des deux genres fongiques *Aspergillus* et *Penicillium* ont eu les fréquences d'isolement les plus élevées. Ces résultats sont similaires à ceux obtenus par Santos (2006) et Cardoso (2011) dans des échantillons de crevettes marines et d'aliments pour poissons. Cependant, ces auteurs ont également signalé la présence d'espèces de *Fusarium* dans des échantillons d'aliments pour poissons.

Greco et al. (2015) ont isolé *Penicillium*, *Eurotium* et *Mucor sp.* à partir des aliments pour les truites arc-en-ciel. Leurs résultats sont similaires à ceux de Barbosa et al. (2013) et de Marijani et al. (2017). La présence de *Penicillium*, *Mucor* et *l'eurotium* dans les aliments pour animaux entraînerait une diminution de la durée de conservation du produit (Piotrowska et al., 2013).

Certains chercheurs ont souligné l'importance de la détermination fongique dans les l'alimentations des poissons d'élevage pour fournir des informations sur les mycotoxines qui pourraient être présentes (Dalcero et al., 1997, 1998 ; Magnoli et al., 2002).

À propos d'eau d'élevage, et selon les résultats observés dans les différentes études, on constate qu'aucun échantillon d'eau d'étang ou de barrage n'était exempte des champignons, ce qui indique que la totalité des échantillons était contaminé. La contamination pourrait provenir de différentes sources, notamment l'air, la source d'eau et les aliments pour poissons, qui pourraient être responsables de l'introduction de ces organismes dans l'eau d'élevage des poissons.

Le genre fongique le plus dominant est l'*Aspergillus*, il a été isolé dans les trois études. Selon Ibn Abbas et al. (2015), six genres fongiques ont été révélés (*Aspergillus*, *Saccharomyces*, *Zygosaccharomyces*, *Rhizopus*, *Scopulariopsis* et *Alternaria*) avec une prédominance du genre *Aspergillus* dont 4 espèces ont été isolées à savoir : *Aspergillus niger*, *Aspergillus sp. A. flavus* et *A. terreus*. L'isolement d'*Aspergillus spp*, *Rhizopus spp* dans cette même étude est en accord avec le travail d'Adebayo-Tayo et al. (2006) qui les ont identifié comme une mycoflore en ordre décroissant dans le marché de mangue de brousse. La présence d'*A. flavus* dans les échantillons d'eau pourrait probablement rendre la consommation du poisson dangereuse pour l'homme selon les conclusions de (Akande et Tobor, 1992). L'isolement d'*A. niger*, *A. terreus*, *A. flavus* en tant que contaminant de l'eau d'élevage de poisson est en accord avec les résultats similaires obtenus par (Philips et Wallbridge, 1977) en Zambie. L'*A. niger* a été également isolée par Ekwenye et Ugwoje (2008) en étudiant la qualité mycologique de l'eau d'élevage du *Tilapia oreochromis* à l'Université Michael Okpara de l'agriculture Umudike (État d'Abia), Nigéria. Les auteurs de cette étude ont isolé encore trois autres espèces (*Penicillium notatum*, *Mucor sp.* et des levures). La présence de *Penicillium notatum* dans les échantillons d'eau d'élevage montre qu'il s'agissait de l'un des agents pathogènes des étangs. Par contre l'isolement des levures est considéré comme très naturel, puisque elles se trouvent dans tous les habitats (Schlegel, 1993). Leur présence dans les études d'Ekwenye et Ugwoje (2008) et de Ibn Abbas et al. (2015), est en accord avec les conclusions de Tacon (1994) selon lesquelles la levure est utilisée comme un ingrédient alimentaire disponible pour le processus d'alimentation des poissons, en outre elle est facile à trouver.

D'après l'étude de d'Atawodi et al. (2017), quatre espèces de champignons ont été présentes (*Aspergillus sp.*, *Penicillium sp.*, *Mucor sp.* et *Trichophyton sp.*).

L'isolement des champignons dans l'eau d'élevage des poissons entraîne plusieurs effets délétères aigus qui conduisent à la mortalité massive des poissons et pourrait également conduire à la morbidité chez l'homme qui les consomme. La contamination pourrait provenir de différentes sources, notamment l'air le pH qui diffère d'un milieu à un autre, la source d'eau et surtout à la proximité des eaux usées, aux fermes d'aquaculture et aussi aux nutriments ajoutés qui sont utilisés dans les fermes piscicoles soit sous forme d'aliments pour poissons soit sous forme de fumier. Ils sont déposés dans les sédiments du bassin où ils seront décomposés par des microorganismes hétérotrophes. La mauvaise gestion du bassin, les quantités excessives des matières organiques en décomposition, les poissons malades ou

blessés et autres conditions stressantes pourraient également être responsables de l'introduction de ces champignons dans les étangs et les barrages des sites étudiés.

Conclusion générale

Les champignons posent un problème important universel de santé publique, pour l'élevage, et sur l'économie des pays.

La présente étude, indique des niveaux élevés de contamination fongique des eaux et des aliments pour poissons, prélevés dans différentes fermes d'élevage de Tilapia du Nil « *Oreochromis niloticus* » situées dans plusieurs pays du monde.

Sur la base des analyses mycologiques des échantillons obtenus, plusieurs souches fongiques ont été isolées, ces isolats ont montré que les espèces de mycètes les plus fréquemment rencontrées sont des espèces appartenant aux genres *Aspergillus*, *Penicillium*, *Mucor* et *Cladosporium*, et qui étaient dans des proportions variables à la fois dans l'eau et l'aliment. D'autres genres ont été également isolés mais à des fréquences moins importantes tels que : *Fusarium (hyalophragmial)*, *Wallemia*, *Eurotium*, *Aureobasidium*, *Nigrospora*, *Phoma*, *Hyphopichia*, *Saccharomyces*, *Zygosaccharomyces*, *Rhizopus*, *Scopulariopsis*, *Alternaria*, *Trichophyton* en plus des levures et des champignons endophytes.

On peut déduire que la répartition fongique dépend d'un ensemble de facteurs environnementaux tels que les conditions climatiques, pollution du milieu et la situation géographique de chaque région.

La détection de la présence des différentes espèces de champignon qui peuvent être à l'origine de contamination et, par voie de conséquence, responsables d'intoxications humaines ou animales, sont souvent le signe d'un problème plus grave sur la santé publique et sur le secteur économique. Au cours de cette étude et selon les résultats obtenus, l'eau et l'aliment contiennent une grande diversité d'espèces fongiques qui dépassent les niveaux proposés comme limites de qualité hygiénique, qui peuvent être contrôlées par une bonne gestion, une bonne qualité de l'eau, une bonne nutrition et une manipulation appropriée de l'étang à poissons.

Nous terminons notre travail avec quelques perspectives:

- étudier d'une manière approfondie les champignons et leurs effets toxigènes ;
- Sensibiliser au maximum le grand public aux problèmes environnementaux, en particulier à la pollution.
- Mener des campagnes de sensibilisation auprès des producteurs de tilapias et d'autres espèces de poissons, pour réduire la propagation des infections fongiques qui infectent les poissons et affecte la santé de l'Homme.

Références bibliographiques

Abarca M L ; Bragulat MR ; Castellá G ; Cabañes FJ. (1994). Ochratoxin A production by strains of *Aspergillus niger var. niger*. *Appl Environ Microbiol* 60:2650–2652.

Abdelaziz W. (2006). Isolement des mycètes producteurs de substances antibactériennes à partir des sols sahariens. Mémoire de Magister. Université Mentouri de Constantine, 90p.

Adebayo-Tayo B.C; A.A.Onilude A.A. Ogunjobi J.S Gbolagade et M. O. Oladapo. (2006). Detection of Fungi and Aflatoxin in shelved bush mango seeds (*Irvinia spp*) stored for Sale in Uyo, Eastern Nigeria.

Adebo GM et Alfred SDY. (2008). Economic analysis of contribution of tilapia production and marketing to gender empowerment in Ondo and Ekiti States, Nigeria. In: 8th International Symposium on Tilapia in Aquaculture. Cairo ; 657– 664.

ADB (Asian Development Bank). (2005). An Impact Evaluation of the Development of Genetically Improved Farmed Tilapia. Asian Development Bank: Mandaluyong.

Ait Hamouda I. (2005). Contribution à l'étude de l'inversion sexuelle chez une espèce de poisson d'eau douce : tilapia (*Oreochromis niloticus*). Diplôme d'ingénieur d'état en sciences de la mer institut des sciences de la mer et de l'aménagement du littoral ,37p.

Akande G.R. et J.G. Tobor. (1992). Improved utilization and increased availability of fishing products as an effective control of aggravated animal protein deficiency induced malnutrition in Nigerian proceedings of the 10th annual conference of the fisheries Society of Nigeria p: 18-31.

Al dilaimi A. (2009). Détermination de la ration lipidique alimentaire optimale chez les alevins du Tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*). Mémoire de Magister. Université d'Oran, 80p.

Anonyme a. (2004). Clearing the air : Asthma and indoor air exposure. Comite on th assessment of Asthma and indoor air. Division of health and disease. Institute of Medecine (IOM). *National Academy Press – Washington*.

Anonyme b. (2000). Lignes directrices applicables à l'évaluation et l'élimination de la contamination fongiques en milieu intérieur. NewYork City Departement of Health (NYC) service d'hygiène de la ville NewYork

Atawodi J.C ; Yola I.A ; Kawo A.H et Abdullahi B.A. (2017). Fungi associated with african mudfish (*clarias gariepinus*, Burchell 1822) in selected fish farms and dams in Zaria and its environs, Kaduna State, Nigeria. *Bayero Journal of Pure and Applied Sciences*, 10(1):642 – 646

Azaza M.S; Wassim K; Mensi F; Abdelmouleh A ; Brini B. and Kraïem M.M. (2009). Evaluation of faba beans (*Vicia faba L. var. minuta*) as a replacement for soybean meal in practical diets of juvenile Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (L., 1758). *Aquaculture* 287, 174-179.

Baldauf S. L. (1999). A search for the origins of animals and fungi: Comparing and combining molecular data. *American Naturalist*. 154: S178-S188.

Baldauf S.L ; Bhattacharya D ; Cockrill J ; Hugenholtz P ; Pawlowski J ; Simpson A.G.B. (2004). The Tree of Life: An Overview, Chapter 4 in Assembling the Tree of Life. Eds. Cracraft and Donoghue, Oxford University Press, USA.

Barbosa T.S ; Pereyra C.M ; Soleiro C ; Dias E.O ; Oliveira A ; Keller K.M ; Silva P.P ; Cavaglieri L.R ; Rosa C.A. (2013). Mycobiota and mycotoxins present in finished fish feeds from farms in the Rio de Janeiro State, Brazil. *Int. Aquat. Res.* 5, 3. <http://dx.doi.org/10.1186/2008-6970-5-3>.

Basset T et Laffont C.(2011). « Les contaminations fongiques », La Lettre de l'OCIM [En ligne], 138 | 2 : [http:// ocim.revues.org/994](http://ocim.revues.org/994) ; DOI : 10.4000/ocim.994

Batko A. Zarys hydromikologii. (1975). [Hydromycology an overview]. PWN, Warszawa, pp. 478, (In Polish).

Bedenek T. Fragmenta MycologicaI. (1972). Some historical remarks of the development of "hairbaiting" of Toma- Karling Vanbreuseghem (The Tokava-hairbaiting method). *Mycophatol. Appl.* 68, 104.

Benammar I. (2017). Suivie de la croissance du loup de mer et la dorade d'élevage (cas de la ferme aquacole d'Ain Türk. Wilaya d'Oran. Mémoire de Master. Université de Tlemcen , 16-17p

Benmezdad A. (2020). Introduction à la Mycologie médicale, 23p. <https://slideplayer.fr/slide/3300951/>

Boukhris 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, 74p.

Boulehier O. (2014). Le tilapia et l'aquaculture. Copyright, All Rights Reserved.

Burel C. et Médale F. (2014). Quid de l'utilisation des protéines d'origine végétale en aquaculture ? *Oilseeds & fats Crops and Lipids*, 21, D406.

Cahagnier B ; Dragacci S ; Frayssinet C; Frémy J.M ; Hennebert G.L ; Lesage-meessen L ;Multon J. L ; Richard-Molard D.et Roquebert M. F.(1998). Moisissures des aliments peu hydratés. *Lavoisier Tec&Doc.* France. p. 225.

Carlile M.J et Watkinson S.C. (1994). The Fungi. (Academic Press eds).

Cardoso F. (2011). Monitoramento de fungos toxigenicos e aflatoxina em raças utilizadas na piscicultura em Teresina, Piauí, Brasil. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal). Universidade Federal do Piauí, Teresina.

Caruso D ; Talamond P; Moreau. Y(2013). Mycotoxines et pisciculture : un risque oublié ?, Université Montpellier II Bâtiment 22, CC 065 Place Eugène-Bataillon 34095 Montpellier cedex 05 France, 173p.

Chabasse D ; Bouchara J-P ; De gentile L ; Brun S ; Cimmon B ; Penn P.(2002). Cahier de formation. Les moisissures d'intérêt médicale. Bioforma. N° 25. 159p.

Champ Yves. (2002). Mille champignons - Copyright JYB Unltd -Tous droits réservés.

Cherif I et Djoumakh F. (2015). Contribution à l'étude de la valeur alimentaire de l'espèce Tilapia du Nil «*Oreochromis niloticus* ». Mémoire d'Ingénieur. ENSSMAL, Alger.

Coker R. D. (1997). Mycotoxins and their control: constraints and opportunities. *NRI Bulletin* 73. Chatham, UK: Natural Resources Institute

Dalcero A ; Magnoli C ; Luna M ; Ancasi G ; Reynoso M ; Chiacchiera S ; Miazzo R ; Palacio G. (1998). Mycoflora and naturally occurring mycotoxins in poultry feeds in Argentina. *Mycopathology* 141:37-43.

Dalcero A ; Magnoli C ; Chiacchiera S ; Palacios G ; Reynoso M (1997). Mycoflora and incidence of aflatoxin B1, zearalenone and deoxynivalenol in poultry feeds in Argentina. *Mycopathology* 137:179-184.

Ekweny U.N ; Ugwoje J.O. (2008). Fungal flora of sediment, pond water, fishfeed and fish from the fish culture pond of the Michael Okpara University of Agriculture, Umudike. *Environmental Science An Indian Journal*, 3(1), 2008 [32-35].

El-Sayed A.-F.M. & Teshima S. (1992). Protein and energy requirement of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*, fry. *Aquaculture* 103: 55-63.

El-Sayed A.-F.M. (1999). Alternative dietary protein sources for farmed tilapia, *Oreochromis spp.* *Aquaculture* 179: 149-168.

El-Sayed A.-F.M. (2006). Tilapia culture. *Cabi Publishing, London, UK. 294p.* <http://www.cabi.org/cabdirect/FullTextPDF/2006/20063084667.pdf>.

Fallah A.A ; Pirali-Kheirabadi E ; Rahnama M ; Saei-Dehkordi S.S ; Pirali- Kheirabadi K. (2014). Mycoflora, aflatoxigenic strains of *Aspergillus section Flavi* and aflatoxins in fish feed. *Qual. Assur. Saf. Crop. Foods* 6, 419-424. [http:// dx.doi.org/10.3920/QAS2012.0186](http://dx.doi.org/10.3920/QAS2012.0186).

FAO. (1999). Irrigation in Asia in figures. Water Rep. 18, FAO, Rome, Italy, 112 pp.

FAO. (2003). Manuel sur l'application du Système de l'analyse des risques - points critiques pour leur maîtrise (HACCP) pour la prévention et le contrôle des mycotoxines, Agence internationale de l'énergie atomique organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture Rome

FAO. (2006) Publications related to aquaculture formation Algeria. http://www.fao.org/fishery/countrysector/naso_algeria/fr

FAO (Food and Agricultural Organization of the United Nations). (2012). La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. Rome, Italie. <http://www.fao.org/docrep/016/i2727f/i2727f00.htm>

FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). (2014). The State of World Fisheries and Aquaculture. FAO: Rome.

FAO. (2005). Cultured Aquatic Species Information Programme *Oreochromis niloticus*. Cultured Aquatic Species Fact Sheets. Texte par Rakocy, J. E. Dans: Département des pêches et de l'aquaculture de la FAO [en ligne]. Rome.

http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Oreochromis_niloticus/fr

FAO. (2017b). FAO: Tilapia du Nil. <http://www.fao.org/fishery/afris/profil-des-especes/nile-tilapia/tilapia-du-nil>

FAO (2019). Produits halieutiques et aquacoles.

Fernández Juri MG ; Astoreca AL ; Barberis CL ; Cavaglieri LR ; Dalcero AM ; Magnoli CE (2009). Aflatoxins, fumonisins and toxigenic fungi in raw materials and ready dry dog food in central Argentina. *Rev Bras Med Vet* 31(2):109–117.

Feuilhade de Chauvin M. (2005). New diagnostic techniques, *J. Eur. Acad. Dermatol. Venereol.*, 19 (1), 20-24.

Gesvrine Z.A. (2012). Géluse Sabouraud Chloramphénicol .Indicia production .France.

Greco M ; Pardo A ; Pose G. (2015). Mycotoxigenic fungi and natural co-occurrence of mycotoxins in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) feeds. *Toxins* 7, 4595– 4609. <http://dx.doi.org/10.3390/toxins7114595>.

Gunasekera R.M ; Shim K.F. et Lam T.J. (1996). Influence of protein content of broodstock diets on larval quality and performance in Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). *Aquaculture* 146: 245–259.

Hinrikson H.P ; Hurst S.F ; De Aguirre L ; Morrison C.J. (2005). Molecular methods for the identification of *Aspergillus* species, 43 (1), 129-137.

Ibn Abbas M ; O. Oyekemi Mrs A ; Alhaji Isa M ; Shettima A ; IAlkali Allamin I. (2015). Isolation and identification Fungi associated with fish pond water within Maiduguri metropolitan Council, Borno State, Nigeria. *International Journal of Research (IJR)*, p 822-831 ; Vol. 2.

Jauncey K. & Ross K. (1982). A Guide of Tilapia Feeds and Feeding. University of Sterling, Institute of Aquaculture, Scotland, 111p.

Jennings D.H; Lysek G. (1996). Fungal biology: understanding the fungal lifestyle. (*Bios Scientific publisherseds*).

Jin J ; Lee Y.K ; Wickes B.L. (2004). NOTES Simple Chemical Extraction Method for DNA Isolation from *Aspergillus fumigatus* and Other *Aspergillus* Species, *J. Clin. Microbiol.*, 42 (9), 4293-4296.

- Kachour L. (2005).** Identification des moisissures isolées à partir des eaux du lac Oubeira (PNEK) et impact des eaux usées sur leur diversité. Mémoire de Magister. Université Badji Mokhtar Annaba, 260p.
- Kana J.R ; Gbemenou B ; Gnonlonfin J ; Harvey J ; Wainaina J ; Wanjuki I ; Skilton R.A ; Tegua A. (2013a).** Mycobiota and toxigenicity profile of *Aspergillus flavus* recovered from food and poultry feed mixtures in Cameroon. *J. Anim. Poult. Sci. J. Anim. Poult. Sci.* 2, 98–107.
- Kana J.R ; Gnonlonfin B.G.J ; Harvey J ; Wainaina J ; Wanjuki I ; Skilton R.A ; Tegua A. (2013b).** Assessment of aflatoxin contamination of maize, peanut meal and poultry feed mixtures from different agroecological zones in Cameroon. *Toxins* 5, 884–894. <http://dx.doi.org/10.3390/toxins5050884>.
- Keller KM ; Queiroz BD ; Keller LAM ; Ribeiro JMM ; Cavaglieri LR ; González Pereyra ML ; Dalcero AM ; Rosa CAR. (2007).** The mycobiota and toxicity of equine feed. *Vet Res Commun* 31:1037–1045.
- Kiéma A. (2018).** Le tilapia, le poisson le plus consommé au monde, conso Globe.
- King D.A. Jr ; Hocking A.D ; Pitt J.I. (1979).** *J. Appl. & Environ. Microbiol.*, 37. 959-964.
- Kirk P.M ; Cannon P.F; David J.C; Egham U.K. and Stophes J.A. (2001).** Ainsworth and Bysby's Dictionary of fungi , 9 th edn .CABI. Bioscience.UK. Center and central Bureau Voie. Utrecht. The Net.
- Koibich N (2016).** Isolement et identification de quelques champignons d'un sol pollué par les hydrocarbures.
- Koné T et Teugels GG. (1999).** Données sur la reproduction d'un tilapia estuarien (*Sarotherodon melanotheron*) isolé dans un lac de barrage Ouest-Africain.
- Lacroix E. (2004).** Pisciculture en Zone Tropicale. GTZ & GFA Terra Systems: Hamburg.
- Lazard J ; Legendre M. (1996).** La reproduction spontanée du tilapia: Une chance ou un handicap pour le développement de l'aquaculture Africaine ? In: Le troisième symposium international sur le tilapia en aquaculture, ICLARM (ed). Jakarta; 82– 98.
- Lazard J. (2009).** La pisciculture des tilapias. Cahiers Agricultures, 18(2-3): 393–401. http://cat.inist.fr/?aModele=afficheN&cps_idt=21713651.
- L BIO 1213. (2016).** Morphologie et Physiologie des Mycètes, 256p.
- Lecellier A. (2013).** Caractérisation et identification des champignons filamenteux par spectroscopie vibrationnelle. Reims: Université de Reims Champagne-Ardenne, 195. p9-27.
- Leclerc B. (1999).** Le contrôle de la biocontamination de l'air à la Bibliothèque nationale de France. Biodétérioration et désinfection des collections d'archives et de bibliothèques. Actes des 2es journées sur la conservation préventive, Arles, 18 et 19 novembre 1996. Arles : Centre de Conservation du Livre, pp. 88-94

- Leyral G. et Vierling É. (2007).** Microbiologie et toxicologie des aliments: hygiène et sécurité alimentaires. *4e édition Biosciences et techniques.* 87p.
- Lowe-McConnell R.H. (1982).** Tilapia in fish communities. In: Pullin R.S.V. and Lowe-McConnell R.H. Eds: The biology and culture of tilapias. ICLARM Conference Proceedings, 7, Manila, Philippines, 83-114.
- Magnoli C; Chiacchiera SM ; Miazzo R; Palacio G; Angeletti A; Hallak C; Dalcero A. (2002).** The mycoflora and toxicity of feedstuffs from a production plant in Cordoba, Argentina. *Mycotoxin Res* 18:7–22.
- Marijani E ; Wainaina J.M ; Charo-Karisa H ; Nzayisenga L ; Munguti J ; Benoit Gnonlonfin G.J ; Kigadye E ; S Okoth S. (2017).** Mycoflora and mycotoxins in finished fish feed and feed ingredients from smallholder farms in East Africa. *Egyptian Journal of Aquatic Research* 43 (2017) 169–176.
- March. (1999).** Tilapia Life History and Biology. SRAC Publication No. 283p.
- Mayer C. F. (1953).** Endemic panmyelotoxicoses in the russian grain belt. Part One: The clinical aspects of alimentary toxic aleukia (ATA), a comprehensive review. *Mil. Serg.* 113: 173-189.
- Miller J. D. (1991).** Significance of grain mycotoxins for health and nutrition. pp 126-135. In: *Fungi and Mycotoxins in Stored Products.* Champ, B R, Highley, E, Hocking, A D and Pitt, J I (eds). ACIAR Proceedings No. 36. Canberra, Australia.
- Nelson PE ; Toussoun TA ; Marasas WFO (ed). (1983).** *Fusarium* species: an illustrated manual for identification. The Pennsylvania State University Press, University Park.
- Niessen L. (2007).** PCR based diagnosis and quantification of mycotoxin producing fungi.
- Nunes E. (2009).** Micobiota fungica nos ingredientes e em ração para piscicultura. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal). Universidade Federal do Piauí, Teresina.
- Panfili J ; Mbow A; Durand J.D. Diop K. Diouf K ; Thior D; Ndiaye P; Laë R. (2004).** Influence of salinity on the life-history traits of the West African black-chinned tilapia (*Sarotherodon melanotheron*): Comparison between the Gambia and Saloum Estuaries. *Aquatic Living Resources*, 17(1): 65–74. DOI:10.1051/alr:2004002.
- Paterson P.J ; Seaton S ; McLaughlin J ; Kibbler C.C. (2003).** Development of molecular methods for the identification of *Aspergillus* and emerging moulds in paraffin wax embedded tissue sections, *J. Clin. Pathol.*, 56, 368-370.
- Pereyra C ; Pena G ; Cavaglieri L ; Krüger CD ; Keller KM ; Rosa CAR ; Chiacchiera SM ; Dalcero AM. (2009).** Influence of poultry feed processing on mycobiota and ochratoxin and citrinin co-occurrence. *Rev Bras Med Vet* 31(1):51–58.
- Pezzato L.E ; Miranda E.C. et Barros M.M. (2000).** Nutritional value of coconut meal in diets for Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Acta Scientiarum* 22: 695-699.

- Philips S. and Wallbridge A. (1977).** The mycoflora associated with dry tropical Fish In “Handling processing and Marketing of tropical fish” Tropical produces Institute, London p, 353- 356.
- Piotrowska M ; Slizewska K ; Biernasiak J. (2013).** Mycotoxins in cereal and soybean-based food and feed. In: Soybean – Pest Resistance. *InTech*. [http://dx. doi.org/10.5772/54470](http://dx.doi.org/10.5772/54470).
- Pirozzi I ; Booth M.A. et Allan G.L. (2010).** Protein and energy utilization and the requirements for maintenance in juvenile mullet (*Argyrosomus japonicus*). *Fish Physiol Biochem*. 36: 109–121.
- Pullin R.S.V; Bhukaswan T; Tonguthai K; & Maclean J.L (eds). (1988).** Proceedings of the Second International Symposium on Tilapia in Aquaculture, Bangkok, Thailand, ICLARM Conference Proceedings 15, Department of Fisheries, Bangkok, Thailand and International Centre for Living Aquatic Resources Management, Manila, Philippines, 623 pp..
- Raven P.H ; Johnson G.B ; Mason K.A ; Losos J.B ; Singer S.R. (2014).** Biologie, 3ème édition. De Boeck Supérieur, Bruxelles, Belgique, 1279 p.
- Reboux G ; Bellanger A.P ; Roussel S ; Grenouillet F ; Millon L. (2010).** Moisissures et habitat : risques pour la santé et espèces impliquées. *Revue des Maladies Respiratoires*. 27:169—179.
- Reiss E ; Tanaka K ; Bruker G ; Chazalet V ; Coleman D ; Debeaupuis J.P ; Hanazawa R ; Latgé J.P ; Lortholary J ; Makimura K ; Morrison C.J ; Murayama S.Y ; Naoe S ; Paris S ; Sarfati J ; Shibuya K ; Sullivan D ; Uchida K ; Yamaguchi H . (1998).** Molecular diagnosis and epidemiology of fungal infections, 36 (1), 249-257 responsible species, *Mycoses*, 35, 109-114.
- Richter N ; Siddhuraju P. et Becker K. (2003).** Evaluation of nutritional quality of moringa (*Moringa oleifera* Lam.) leaves as an alternative protein source for Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus* L.). *Aquaculture* 217: 599-611.
- Santos FCF. (2006).** Fungos em rações para camarões cultivados no Estado do Piauí. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal). Universidade Federal do Piauí, Teresina.
- Schlegel Hans G. (1993).** General Microbiology 7th Edition page 457.
- Schrama J.W ; Bosch M.W. & Verstegen M.W.A.(1998).** The energetic value of nonstarch polysaccharides in relation to physical activity in group-housed, growing pigs. *J Anim Sci*. 76: 3016–3023.
- Schrama J.W ; Saravanan S ; Geurden I ; Heinsbroek L.T.N ; Kaushik S.J. et Verreth J.A.J.(2012).** Dietary nutrient composition affects digestible energy utilisation for growth: a study on Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and a literature comparison across fish species. *British Journal of Nutrition*, 108: 277-289.
- Senal J ; Fraselle J ; Impens R ; Kummert J ; Lepoivre Ph ; Meulmans M ; Seilleur P ; Vandevéken J et Viseur J. (1993).** Traité de pathologie végétale. Gembloux. Belgique.PP 3.

Sousa S.M.D.N ; Freccia A ; Santos L.D.D ; Meurer F ; Tessaro L. et Bombardelli R.A. (2013). Growth of Nile tilapia post-larvae from broodstock fed diet with different levels of digestible protein and digestible energy. *Revista Brasileira de Zootecnia* 42: 535-540.

Tabuc C. (2007). Flore Fongique De Différents Substrats Et Conditions Optimales De Production Des Mycotoxines. Thèse De Doctorat D'université : Pathologie, Mycologie, Genetique Et Nutrition. Toulouse : L'institut National Poly Technique Et De L'université De Bucarest. France.. 19.

Tacon A.G.F. (1994). Feed ingredients for Carnivorous fish species: Alternatives to fishmeal and other dietary resources. *FAO Fish.Circ.*, 881-35.

Tacon A.G.J. & Metian, M. (2008). Global overview on the use of fish meal and fish oil in industrially compound aquafeeds: trends and future prospects. *Aquaculture* 285: 146–158.

Thiex N.J ; Manson H ; Anderson S. et Persson J.Å. (2002). Determination of crude protein in animal feed, forage, grain, and oilseeds by using block digestion with a copper catalyst and steam distillation into boric acid: collaborative study. *Journal of AOAC International* 85: 309-317.

Trewavas E. (1983). Tilapiine Fishes of the Genera *Sarotherodon*, *Oreochromis* and *Danakilia*. Cornell University Press, Dorchester, England.

Welcomme R.L. (1988). International introduction of inland aquatic species. F.A.O. Fish techn. 318 pp.

Whittaker R. H. (1969). New concepts of kingdoms of organisms. *Science*. 163: 150-160.

White T ; Bruns T ; Lee S ; Taylor J. (1990). Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: *PCR Protocols and Applications - A Laboratory Manual*. Academic Press Inc, New York, pp. 315– 322.

Wu Y.V ; Tudor K.W ; Brown P.B. et Rosati R.R. (1999). Substitution of plant proteins or meat and bone meal for fish meal in diets of Nile tilapia. *North American Journal of Aquaculture* 61: 58-63.

Sites Internet

<https://slideplayer.fr/slide/3300951/>.

www.c2rmf.fr/documents/Vade_Mecum_ConservPrev.pdf

<https://encrypted-tbn0.gstatic.com>

<https://il.wp.com/agronomie.info/fr/wp-content/uploads/2017/09/3.jpg?ssl=1>

Annexes

Milieux de culture**Milieu DG 18**

Tryptone	5 g
Glucose	10g
Sulfate de magnésium, 7H ₂ O	0,50 g
Phosphate monopotassique	1 g
Dichloran (dichloro-2,6-nitro-aniline)	0,002 g
Chloramphénicol	0, 10 g
Agar	15 g
Glycérol 220	0, 2 g
Eau distillée	1000 ml
pH	5,6

Milieu Sabouraud-Chloramphénicol

Glucose	35 g
Agar	15 g
Peptone	10 g
Chloramphénicol	50 mg
Eau distillée	1000 ml
Ph	5,6

Milieu de Potato Dextrose Agar (PDA)

Pomme de terre (macération 500ml de filtrat)	200 g
Dextrose	10 g
Agar	15 g
Eau distillée	1000 ml
pH	7

Milieu DRBC**(Dichloran, Rose Bengale, Chloramphénicol)**

Polypeptone	5g
Glucose	10g
Phosphate monopotassique	1g
Sulfate de magnésium 7H ₂ O	0,5g
Dichloran (dichloro-2,6-nitro-4-aniline)	2 mg

Rose Bengale	25 mg
Chloramphénicol	50 mg
Chlorhydrate de chlortétracycline	50 mg
Sulfate de zinc, 7H ₂ O	10 mg
Sulfate de cuivre, 5H ₂ O	5 mg
Agar	12,4g
Tergitol	1 ml
Eau distillée	1000 ml
pH	5,6

Milieu Extrait de malt

Extrait de malt	30 g
Agar	15 g
Eau distillée	1000 ml
pH	5,5

Milieu de Nash et Snider

Peptone	15 g
KH ₂ PO ₄	1 g
MgSO ₄ 7 H ₂ O	0,5 g
Agar	20 g
Quintozone	1 g
Eau distillée	1000 ml
Sulfate de streptomycine	300 mg
pH	5,5

Gélose aux feuilles d'œillets

20 mg/L agar Déposer un morceau de feuille d'œillet stérile sur milieu coulé.

.