

CIRAD-EMVT
Campus de Baillarguet
B.P. 5035
34032 MONTPELLIER Cedex 1

Ecole Nationale Vétérinaire
d'Alfort
7, avenue du Général de Gaulle
94704 MAISONS-ALFORT Cedex

Institut National Agronomique
Paris-Grignon
16, rue Claude Bernard
75005 PARIS

Muséum National d'Histoire Naturelle
57, rue Cuvier
75005 PARIS

DIPLOME D'ETUDES SUPERIEURES SPECIALISEES PRODUCTIONS ANIMALES EN REGIONS CHAUDES

MEMOIRE DE STAGE

**PERFORMANCES DE CROISSANCE DU TILAPIA *OREOCHROMIS*
MOSSAMBICUS ELEVE SEUL ET EN ASSOCIATION AVEC LES TORTUES
DE MER *CHELONIA MYDAS* EN EAU DE MER.
INTERET ECONOMIQUE ET IMPACT SUR LE MILIEU DU CHOIX D'UN
ALIMENT**

par

Anne GOUNI

année universitaire 1995-1996

**DIPLOME D'ETUDES SUPERIEURES SPECIALISEES
PRODUCTIONS ANIMALES EN REGIONS CHAUDES**

**PERFORMANCES DE CROISSANCE DU TILAPIA *OREOCHROMIS*
MOSSAMBICUS ELEVE SEUL ET EN ASSOCIATION AVEC LES TORTUES
DE MER *CHELONIA MYDAS* EN EAU DE MER.
INTERET ECONOMIQUE ET IMPACT SUR LE MILIEU DU CHOIX D'UN
ALIMENT**

par

Anne GOUNI

Lieu de stage : Saint-Leu (la Réunion)

Organisme d'accueil : Société Bourbonnaise d'Aquaculture

Période de stage : 28 mai 96 - 28 octobre 96

Rapport présenté oralement le : 2 décembre 1996

A mes parents, mon frère, ma
famille et mes amis sans qui je
n'aurai mené mes études
jusqu'à leur aboutissement.

Je tiens à remercier particulièrement Stéphane Ciccione, de la Société Bourbonnaise d'Aquaculture, ainsi que l'ensemble du personnel de la Ferme Corail, pour son accueil chaleureux et son aide précieuse à la réalisation de ce travail.

Je tiens à remercier en particulier Pascale Cuet, du Laboratoire d'écologie marine de l'Université de St Denis, ainsi que les membres du laboratoire, pour l'important prêt de nombreux matériel permettant de faire l'ensemble des analyses d'eau, et son aide précieuse et chaleureuse à la réalisation de ce travail.

Je remercie aussi Jérôme Lazard qui a bien voulu me communiquer une documentation importante, et, en collaboration avec Frédéric Clota, m'aider à réaliser le rapport issu des travaux menés sur le terrain.

Je remercie les membres du jury, Christian Meyer, Jérôme Lazard et Frédéric Clota qui ont jugé et apporté les corrections nécessaires à ce mémoire.

Je remercie Gérard Duvallet et l'ensemble du personnel de l'enseignement, du Centre de Coopération International de Recherches Agronomiques pour le Développement, pour l'enseignement et l'aide qu'ils m'ont apporté lors de cette année universitaire.

Je remercie l'ensemble du personnel de l'Association de Recherche pour le Développement de la Mer, pour le prêt d'un pH-mètres dont l'absence aurait fait grand défaut.

Je n'oublie pas, non plus, toutes les personnes qui ont permis la réalisation de ce travail de façon indirecte, la famille Bortzmeyer et Jean-Pierre Pujol pour le gîte et le couvert à la Réunion, David Roos et sa famille, mais aussi Jacques Sounaleix, Emmanuelle Duché, Marie-Laure Donjon et l'ensemble du personnel du CESI Limousin pour le prêt du matériel informatique.

PLAN

INTRODUCTION.....	11
 PARTIE I - GENERALITES	
 I - <u>LA SITUATION GEOGRAPHIQUE</u>	14
 II - <u>L'HISTORIQUE</u>	14
 III - <u>L'AQUACULTURE A LA REUNION</u>	17
 IV - <u>L'ENTREPRISE : LA S.B.A. (SOCIETE BOURBONNAISE</u> <u>D'AQUACULTURE)</u>	19
 PARTIE II - MATERIELET METHODE	
 I - <u>MATERIEL</u>	22
 1 - <u>Le tilapia <i>Oreochromis mossambicus</i></u>	22
a - <u>La classification</u>	22
b - <u>L'origine du rouge corail</u>	22
c - <u>La tolérance à la salinité</u>	23

2 - <u>Les aliments</u>	24
a - <u>Les fabricants</u>	24
b - <u>Les caractéristiques des aliments</u>	24
c - <u>Les rations</u>	27
3 - <u>Les infrastructures</u>	31
4 - <u>Les appareils de mesure</u>	33
a - <u>Mesure de la salinité</u>	33
b - <u>Mesure du taux et de la saturation à l'oxygène</u>	33
c - <u>Mesure de la température</u>	33
d - <u>Analyses des sels nutritifs</u>	33

II - METHODE..... 34

1 - <u>L'analyse de l'eau</u>	34
a - <u>Procédure</u>	34
b - <u>Dosage du phosphore minéral dissous</u>	35
① <u>Principe de la méthode</u>	35
② <u>Domaine d'application</u>	35
③ <u>Prélèvement et échantillonnage</u>	36
④ <u>Conservation</u>	36
⑤ <u>Appareillage</u>	36
⑥ <u>Réactifs</u>	36
⑦ <u>Mode opératoire</u>	38
⑧ <u>Calcul, expression des résultats</u>	39
c - <u>Dosage de l'azote ammoniacal</u>	39
① <u>Principe de la méthode</u>	39
② <u>Domaine d'application</u>	40
③ <u>Prélèvement et échantillonnage</u>	41
④ <u>Conservation</u>	41
⑤ <u>Appareillage</u>	41
⑥ <u>Réactifs</u>	42
⑦ <u>Mode opératoire</u>	43
⑧ <u>Calcul, expression des résultats</u>	44
⑨ <u>Proportion de NH_3/NH_4^+ en fonction du pH,</u> <u>de la température et de la salinité</u>	46

d - <u>Dosage des nitreux</u>	46
① <u>Principe de la méthode</u>	47
② <u>Domaine d'application</u>	47
③ <u>Prélèvement et échantillonnage</u>	48
④ <u>Conservation</u>	48
⑤ <u>Appareillage</u>	48
⑥ <u>Réactifs</u>	48
⑦ <u>Mode opératoire</u>	49
⑧ <u>Calcul, expression des résultats</u>	50
e - <u>Dosage de l'azote nitrique</u>	51
① <u>Principe de la méthode</u>	51
② <u>Domaine d'application</u>	51
③ <u>Prélèvement et échantillonnage</u>	52
④ <u>Conservation</u>	52
⑤ <u>Appareillage</u>	52
⑥ <u>Réactifs</u>	52
⑦ <u>Mode opératoire</u>	53
⑧ <u>Calcul, expression des résultats</u>	55
 2 - <u>Les tests alimentaires</u>	56
a - <u>Protocole des tests alimentaires</u>	56
① <u>Les protocoles PA1 et PA2</u>	56
② <u>Répartition des animaux et des aliments par bassin</u>	57
③ <u>La distribution de l'aliment poisson</u>	57
④ <u>La distribution de l'aliment tortue</u>	59
⑤ <u>Les traitements</u>	59
⑥ <u>La pesée des animaux</u>	60
b - <u>Paramètres des tests alimentaires mesurés ou calculés</u>	61
① <u>Mesures et calculs des données journalières</u>	61
② <u>Calculs des tableaux récapitulatifs</u>	63
c - <u>Calculs des coûts de revient des tilapias <i>Oreochromis</i></u>	
<u><i>mossambicus</i> à la Ferme Corail</u>	66
① <u>Le coût des charges fixes</u>	66
② <u>Le coût d'immobilisation des structures</u>	67
③ <u>Le coût de l'aliment</u>	67
④ <u>Le prix total de revient</u>	67

PARTIE III - RESULTATS

I - <u>LES ANALYSES D'EAU</u>	69
1- <u>Courbes étalons</u>	69
a - <u>Les phosphates</u>	69
b - <u>L'ammoniac</u>	70
c - <u>Les nitrites</u>	71
d - <u>Les nitrates</u>	71
2 - <u>L'eau des bassins</u>	72
a - <u>Les résultats journaliers par bassin</u>	72
b - <u>Les résultats par aliment</u>	78
II - <u>RESULTATS DES TESTS ALIMENTAIRES</u>	80
1 - <u>Les données journalières des bassins</u>	80
① <u>Mesures et calculs des données journalières</u>	80
② <u>Calculs des tableaux récapitulatifs</u>	80
2 - <u>Les résultats par aliment</u>	81
III - <u>LES COUTS DE REVIENT</u>	86

PARTIE IV - DISCUSSION

I - <u>LA QUALITE DE L'EAU A LA FERME CORAIL</u>	91
1 - <u>Le canal d'arrivée d'eau de la Ferme Corail</u>	91
2 - <u>Les rejets de la Ferme Corail</u>	93
a - <u>Généralités</u>	93
b - <u>L'oxygène</u>	94
c - <u>Les pics de rejets</u>	95
① <u>Les causes</u>	95
② <u>Les conséquences</u>	96
d - <u>Le phosphore</u>	96
e - <u>L'azote</u>	99
f - <u>En résumé</u>	102
3 - <u>Les rejets dus aux aliments</u>	103
a - <u>Généralités</u>	103
b - <u>La comparaison entre les différents aliments</u>	103
c - <u>En résumé</u>	104
4 - <u>L'impact des rejets sur l'écosystème</u>	105
a - <u>Les mécanismes de l'eutrophisation</u>	105
b - <u>Les améliorations possibles</u>	109
5 - <u>Conclusion</u>	109
II - <u>LA FERTILISATION</u>	110
1 - <u>Généralités</u>	110
2 - <u>La polyculture de la Ferme Corail</u>	110

3 - <u>Modes d'action</u>	111
4 - <u>L'importance des différentes voies</u>	112
5 - <u>Les conséquences de la fertilisation</u>	113
a - <u>Les paramètres physico-chimiques de l'eau</u>	113
① <u>L'oxygène</u>	113
② <u>L'ammoniac</u>	115
③ <u>Les autres paramètres</u>	115
b - <u>La qualité du poisson</u>	116
c - <u>Les aspects sanitaires</u>	116
6 - <u>L'intérêt de la fertilisation pour la croissance</u>	117

III - LES PERFORMANCES DE CROISSANCE..... 118

1 - <u>Généralités</u>	118
2 - <u>La survie</u>	120
3 - <u>Le sexe et le comportement de l'animal</u>	120
4 - <u>Les conditions d'élevage</u>	121
a - <u>La salinité</u>	121
b - <u>La température</u>	122
c - <u>La densité</u>	122
d - <u>La disponibilité en oxygène</u>	122
5 - <u>La composition de L'aliment</u>	123
a - <u>Les lipides</u>	123
b - <u>Les glucides</u>	124
c - <u>Les protéines</u>	124

6 - <u>La valorisation des aliments</u>	125
a - <u>La croissance et le quotient nutritif</u>	125
① <u>Les aliments pour poissons</u>	125
② <u>La contribution des tortues</u>	127
b - <u>Les prix de revient</u>	129
7 - <u>En conclusion</u>	133

CONCLUSION	134
-------------------------	-----

BIBLIOGRAPHIE	135
----------------------------	-----

INTRODUCTION

La Société Bourbonnaise d'Aquaculture (SBA) gère la Ferme Corail à la Réunion (France). En 1991, elle a été informée, par les autorités réunionnaises, qu'en accord avec les directives de la CITES (convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction), elle ne pourrait plus exploiter à des fins commerciales les tortues vertes *Chelonia mydas* à la fin de l'année 1997. Ces tortues sont des sources de revenus importantes pour la Ferme Corail. En effet, la viande est destinée aux restaurateurs ou aux grandes surfaces et l'écaïlle aux artisans, qui font de la marqueterie et des bijoux.

Ainsi, la SBA a dû se tourner vers la recherche de nouvelles sources de revenus. Son choix s'est porté sur l'élevage du tilapia *Oreochromis mossambicus* qui est donc élevé en association avec les tortues vertes *Chelonia mydas*.

La Ferme Corail souhaite avoir une évaluation de la situation actuelle afin de pouvoir anticiper sa reconversion qui sera effective dès la fin de l'année 1997. En effet, à partir de cette date un centre de la tortue devrait voir le jour, mais il ne permettrait pas de continuer l'élevage du tilapia dans sa forme actuelle.

L'évaluation de la situation, menée du 29 mai au 21 septembre 1996, doit porter sur plusieurs points tels que la qualité de l'eau des rejets, la contribution des tortues à l'élevage des poissons et les performances des 4 aliments mis à la disposition de la Ferme Corail pour alimenter les poissons.

Dans l'étude menée à la SBA, un protocole a été mis en place du 19 août 1996 au 1^{er} septembre 1996 afin de quantifier les rejets de chaque aliment testé. Les sels nutritifs représentés par l'ammoniac, les nitrites, les nitrates et les phosphates ont été dosés tous les jours dans chaque bassin. Le dosage des sels minéraux permet non seulement de quantifier les rejets de la Ferme Corail, mais aussi, en corrélation avec les gains journaliers et les quotients nutritifs, de définir l'utilisation des protéines et donc la qualité de l'aliment.

Le système d'élevage associé à la Ferme Corail peut être décomposé comme une exploitation de tilapia *Oreochromis mossambicus* qui serait fertilisée par les rejets des tortues. Ainsi, deux protocoles ont permis d'évaluer la contribution des tortues à l'élevage des tilapias.

Les tests alimentaires de l'aqualife 17, l'aqualife 14, l'aqualife 13 et l'A 20 G qui indiquent les gains journaliers et les quotients nutritifs, permettent de définir les différents coûts de production du poisson.

L'ensemble des résultats des analyses d'eau et des tests alimentaires permet d'émettre des recommandations sur le choix d'une conduite d'élevage, en fonction des objectifs que se fixe la SBA, qui passe par la désignation d'un aliment et d'un mode d'élevage.

PARTIE I

GENERALITES

I - LA SITUATION GEOGRAPHIQUE

L'île de la Réunion se situe par 55°30 de longitude et 21° de latitude (Atlas Mondial, 1994) dans l'hémisphère Sud (carte 1, page suivante). Elle se caractérise par un relief escarpé de haute altitude. En effet, le sommet culminant, le Piton des Neiges, est à 3 070 mètres. Ainsi, l'île se divise en deux parties :

les "bas", qui sont la zone côtière, où se concentrent la population et l'activité économique, surtout à l'ouest,

les "hauts", qui sont la zone en altitude. La population y est moins importante et l'agriculture est essentiellement axée vers la canne à sucre.

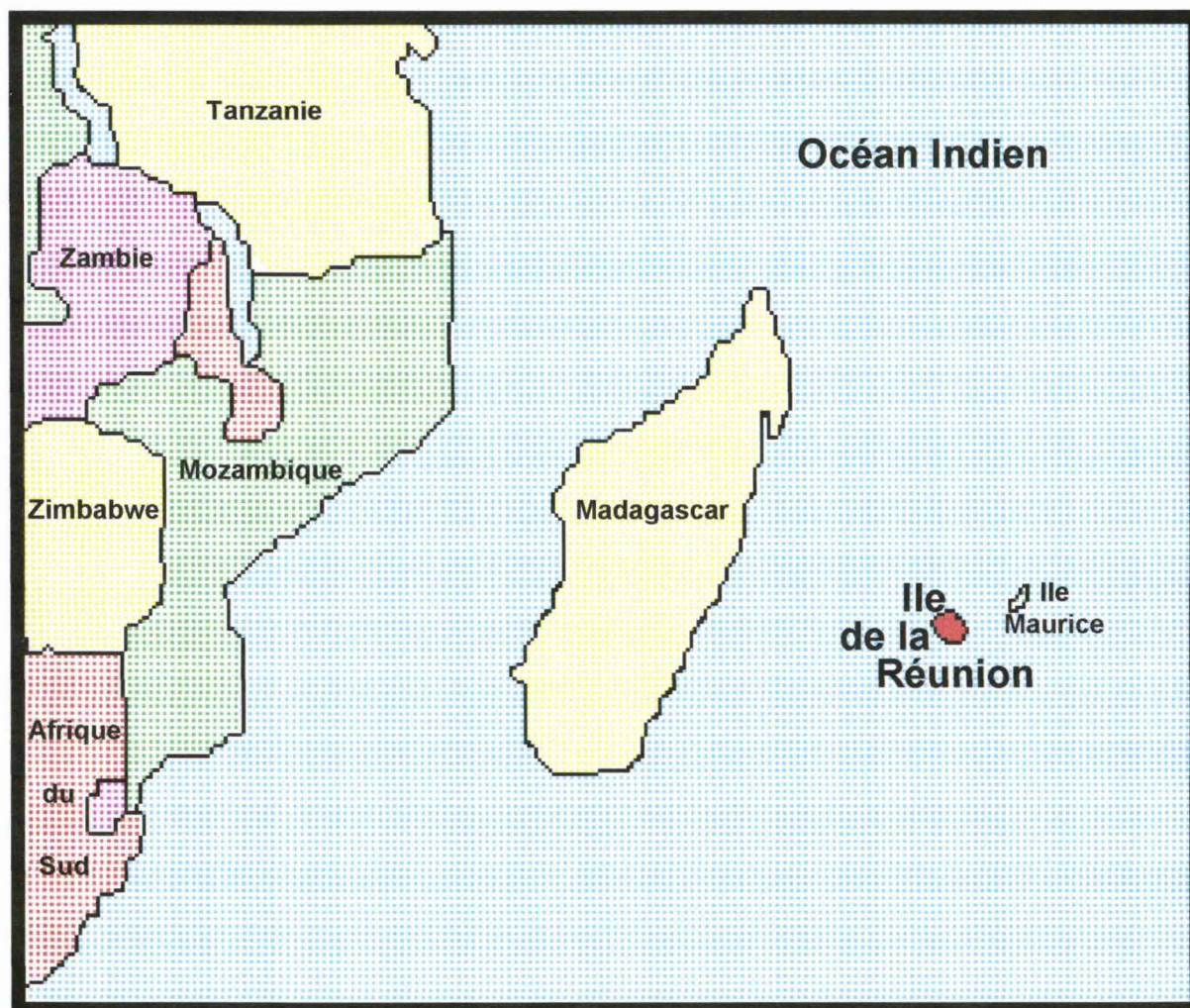
Le climat de type tropical se caractérise par un hiver sec, qui s'étend de mai à octobre, et un été humide, qui s'étend de novembre à avril. La côte Est, dite côte au vent, a un climat humide et une végétation luxuriante, alors que la côte Ouest, dite côte sous le vent, a un climat plus sec et une végétation de type savane. L'effet du climat tropical est gommé en altitude.

La Ferme Corail est sur la commune de St Leu sur la côte Ouest et au bord de la mer (carte 2, page 16).

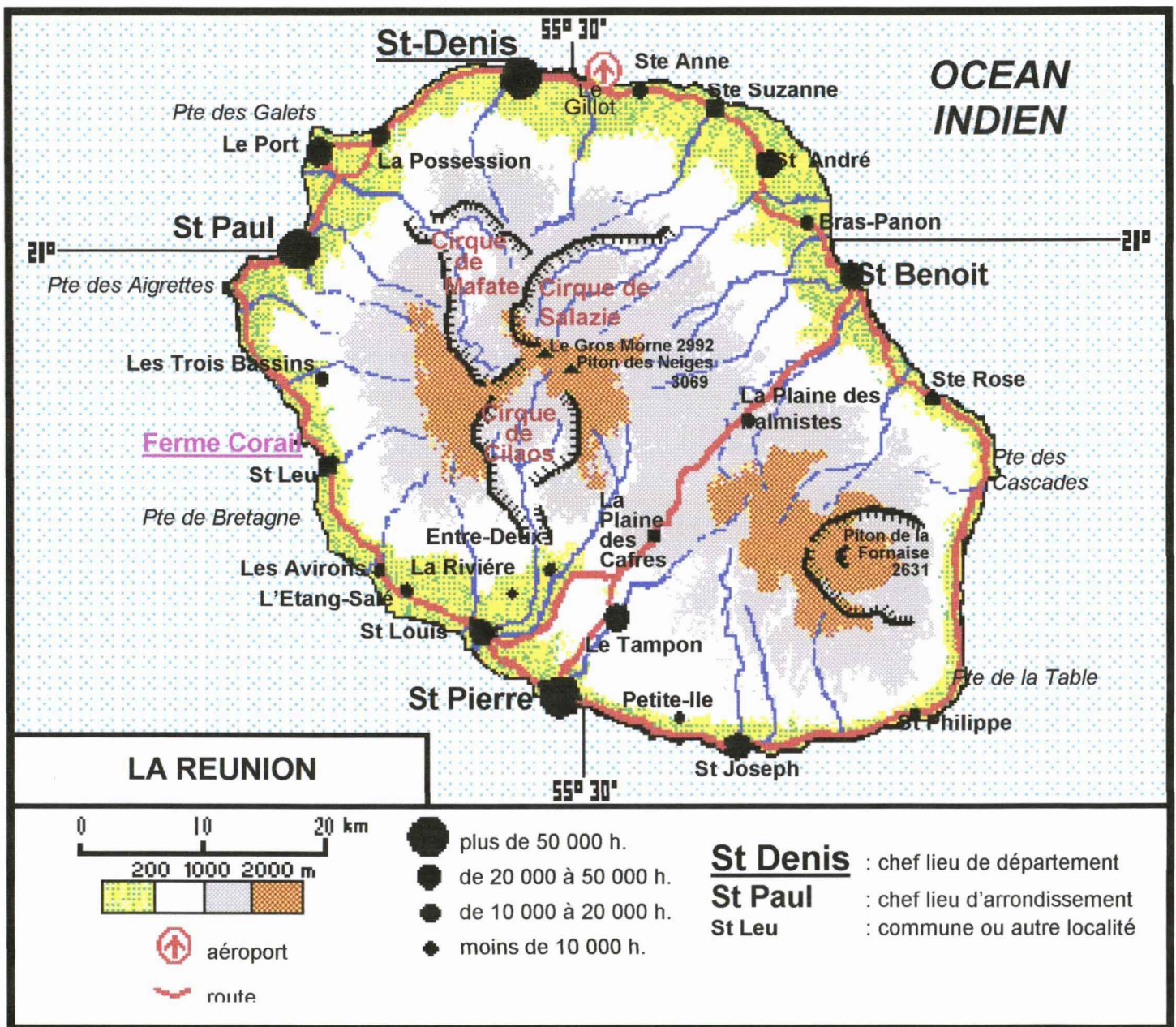
II - L'HISTORIQUE

La Réunion, en premier lieu nommée Ile Bourbon, fut colonisée dès 1646 par les premiers européens. Le café et les épices étaient les denrées principalement produites grâce aux esclaves. En 1848 l'île prit son nom actuel et l'esclavage fut aboli.

De nos jours, la Réunion se caractérise par une population très cosmopolite. En effet, cohabitent des métropolitains, créoles, tamoules, africains et arabes. En 1946 la Réunion devint un département français. Cela s'accompagna d'une extension des infrastructures et d'une forte croissance démographique, la population passant de 225 000 habitants à 664 220 en 1994 dont un tiers a moins de 25 ans. Aujourd'hui la Réunion doit faire face à de nombreux problèmes : un chômage important (les jeunes quittent le système scolaire précocement), l'essor économique des "bas" se fait au détriment des "hauts", l'agriculture tournée essentiellement vers la canne à sucre est peu diversifiée, l'industrie est pratiquement inexistante. Ainsi, l'équilibre social est fragile tout comme l'économie essentiellement tournée vers le tourisme.



Carte 1 : situation de l'Ile de la Réunion dans l'Océan Indien
(carte élaborée grâce au logiciel Visio 4.0 et Paintbrush sous Windows 95,
d'après Atlas Mondial, 1994).



Carte 2 : l'Île de la Réunion

(carte élaborée grâce aux logiciels Image-In 3.21 et Paintbrush sous Windows 95,
à partir du Dictionnaire Larousse, 1989)

III - L'AQUACULTURE A LA REUNION

Le début de l'aquaculture sur l'île remonte à 1980 avec l'exploitation de la truite arc-en-ciel (*Onchorynchus mykiss*) dans le cirque de Salazie.

La ferme CORAIL (COmpagnie Réunionnaise d'Aquaculture et d'Industrie Littorale) a commencé son activité en 1977 par l'élevage en "ranching" de tortue verte *Chelonia mydas* (photo 1, page 18). En 1991, lorsque les autorités signifièrent l'arrêt de l'exploitation commerciale de la tortue verte à la fin de 1997, conformément aux Accords de Washington (CITES), la Ferme Corail dû trouver une nouvelle source de revenu. Elle décida d'élever un tilapia en eau de mer, le rouge corail *Oreochromis mossambicus* associé aux tortues vertes.

Le développement de la filière aquacole commença réellement en 1980. Mais, plusieurs facteurs s'y opposèrent :

le premier est d'ordre culturel : l'île ne possède pas de plateau continental et les créoles sont plus tournés vers l'élevage que vers la pêche côtière peu pratiquée,

le deuxième est d'ordre technique : en effet, il n'y a pas de tradition piscicole à la Réunion et les techniques mises en place doivent être simples,

le troisième est lié au milieu : les lieux où l'aquaculture marine peut s'implanter sont rares car une forte houle bat les côtes de la Réunion, et la pisciculture en eau douce, rare dans les bas, ne peut s'installer que dans les "hauts" où les terrains sont escarpés et difficilement exploitables.

Les débouchés pour les produits de pisciculture existent, la pêche réunionnaise ne fournissant qu'une faible part du marché local de poisson. Cependant, le développement simultané de la pêche au large et des importations de produits frais à bas prix en provenance des pays de la zone a entraîné une chute importante du prix du poisson frais depuis 3 à 5 ans. Par ailleurs, comme en Europe, les ménagères privilégient de plus en plus des produits prêts à l'emploi, frais ou congelés.

Actuellement, le rouge corail, pour étendre son marché, doit faire face à trois problèmes :

c'est un produit nouveau qui doit se faire connaître et acquérir une image,

il est souvent confondu avec le gueule rouge, nom commercial du red florida, élevé en eau douce et moins considéré par le consommateur,

le prix de ce poisson reste encore trop élevé. En effet, il arrive fréquemment qu'il soit plus cher que les poissons pêchés en mer comme le thon. De plus, pour que la filière du tilapia ne s'effondre pas, il faudrait que les tarifs du rouge corail et du gueule rouge, respectivement de 75 et 65 francs par kilo en vente au public, soient baissés simultanément de 10 francs par kilo. Ceci est confirmé par le volume des ventes qui augmente très fortement dès qu'il y a des promotions.

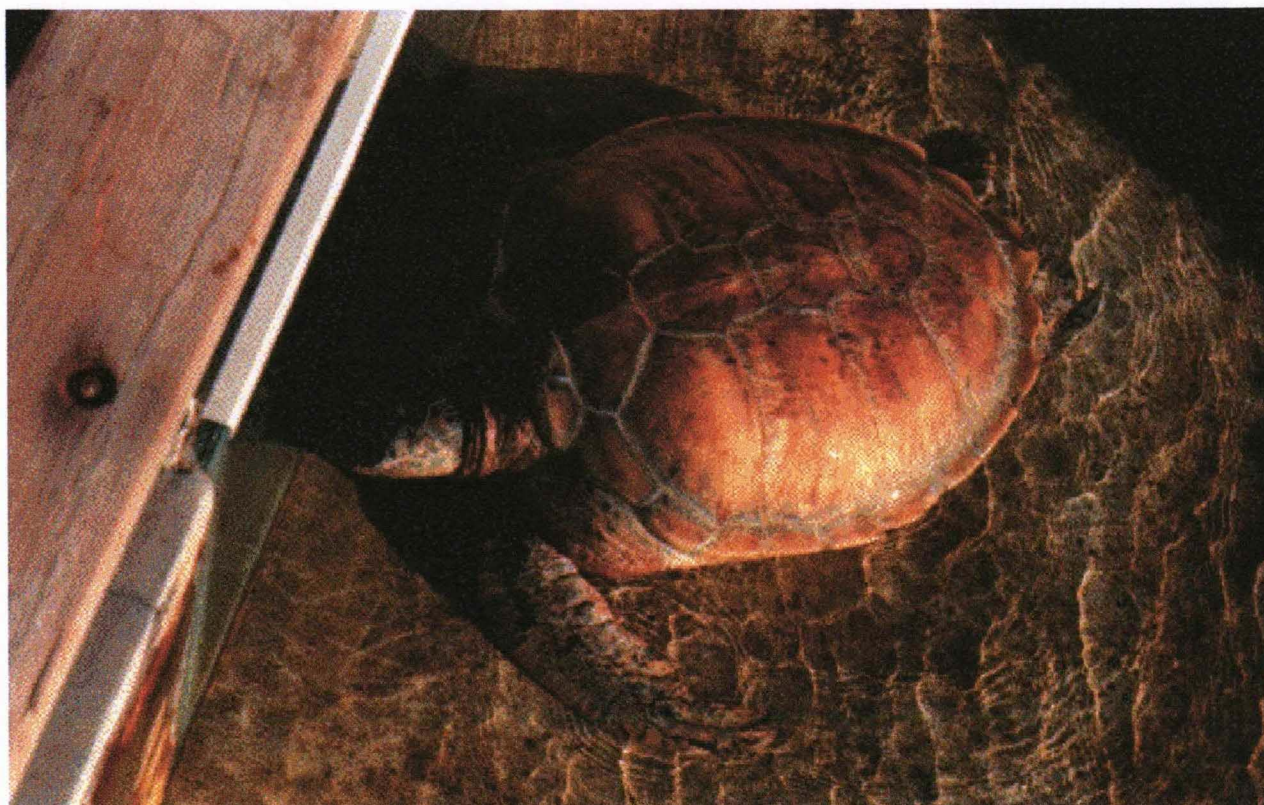


Photo 1 : spécimen albinos de tortue verte *Chelonia mydas*



Photo 2 : élevage associé de tilapia *Oreochromis mossambicus* et de tortue verte *Chelonia mydas*

IV - L'ENTREPRISE : LA S.B.A. (SOCIETE BOURBONNAISE D'AQUACULTURE)

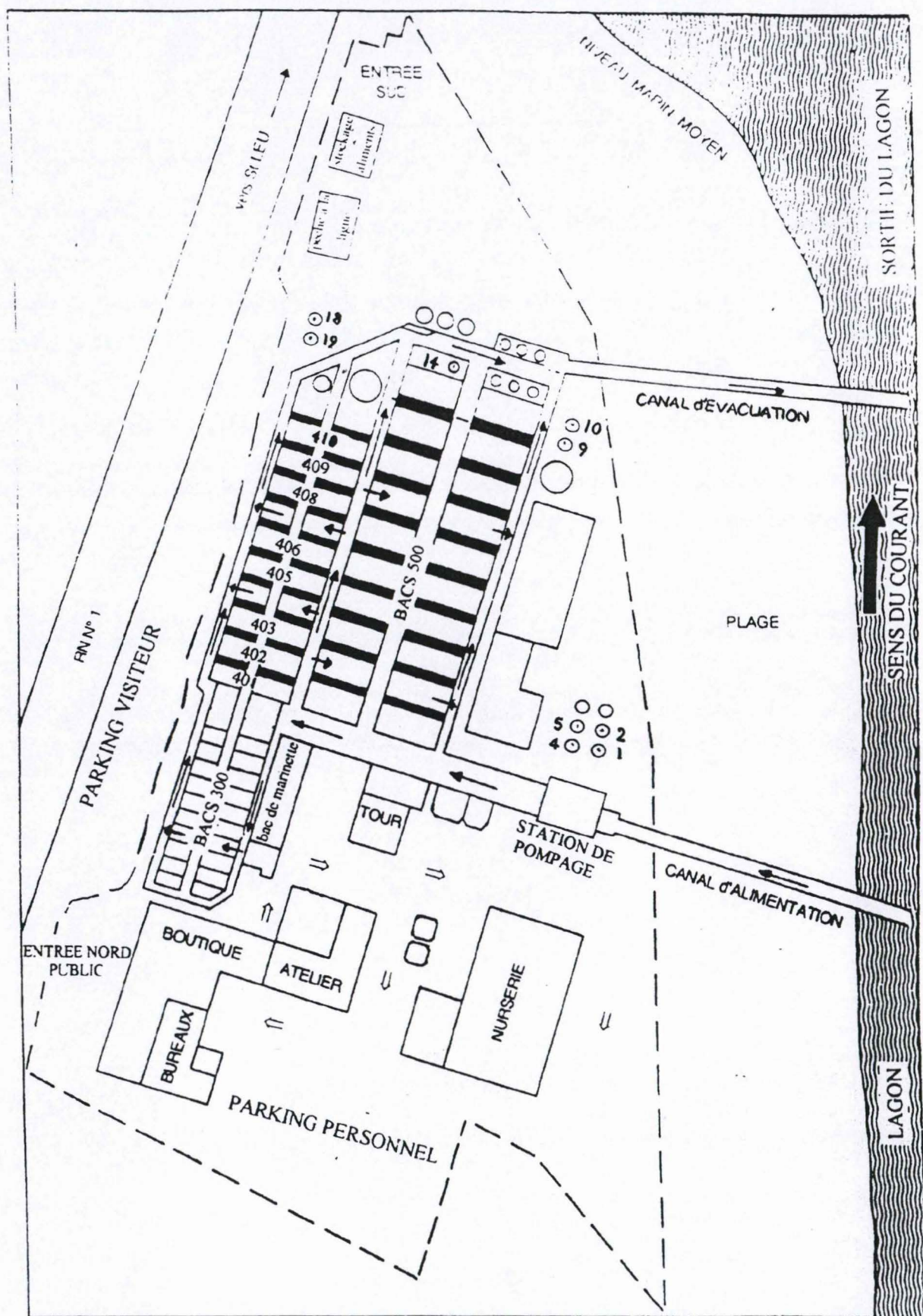
En 1977, la ferme CORAIL décida d'exploiter la tortue verte *Chelonia mydas*. Les juvéniles prélevés dans les Iles Eparses, plus particulièrement Europa et Tromelin, sont éclos de jours. Leur chance de survie est alors nulle. Une fois la tortue arrivée à l'âge adulte, sa viande est destinée aux restaurateurs et aux grandes surfaces. La carapace est vendue, après polissage et lustrage, et les écailles sont cédées aux artisans pour faire des bijoux et de la marqueterie. Les premières ventes résultant du "ranching" se firent en 1981.

En 1981, la tortue verte *Chelonia mydas* fut inscrite en annexe 1 de la Convention de Washington (CITES). Le commerce international des produits provenant de la tortue verte est alors interdit. En 1983 la Communauté Européenne reprit les recommandations de la CITES (convention sur le commerce international des espèces de faunes et de flores sauvages menacées d'extinction) et conditionna la vente des produits provenant de la tortue verte à la délivrance d'une autorisation. Celle-ci fut délivrée par le Ministre de l'Environnement Français jusqu'en 1989. En 1991, la France interdit toute utilisation des produits des tortues en Métropole, en Guyane, puis en Martinique et en Guadeloupe. La dérogation dont bénéficie la Réunion devait prendre fin au plus tard en décembre 1997.

En 1985, la société CORAIL dut déposer le bilan et la SBA devint gérante de la ferme. Celle-ci ayant des difficultés financières en 1989, les collectivités locales, représentées par la Région, firent l'acquisition du site. Mais la SBA resta gérante. En 1991, la SBA dut chercher de nouvelles ressources et décida de se lancer dans l'élevage associé de tortues vertes et d'*Oreochromis mossambicus*, plus connu sous le nom de rouge corail (photo 2, page 18). Cette espèce fut retenue car d'une part son cycle de reproduction se fait entièrement en eau de mer et d'autre part sa couleur rouge rappelle les poissons du lagon.

La Ferme Corail avec son circuit de visite est l'un des sites les plus visité de l'île (carte 2, page 16). Un plan de l'établissement permet de se repérer (figure 1, page suivante).

En 1997 l'interdiction de vente sur le marché Réunionnais et l'épuisement du stock de tortue imposa une mutation importante de l'activité du site. Un projet de centre de la tortue tente de voir le jour. Il a pour objet de produire des juvéniles en captivité avec relâche dans la nature ainsi qu'une action éducative. Il serait souhaitable que l'élevage du l'*Oreochromis mossambicus* puisse continuer.



- ⇒ CIRCUIT VISITE
- CIRCULATION DE L'EAU
- BAC 2M³

Figure 1: plan de la Ferme Corail.

PARTIE II

MATERIEL

ET

METHODE

I - MATERIEL

1 - Le tilapia *Oreochromis mossambicus*

a - La classification

Sa classification est la suivante :

Embranchement	: Vertébrés
Classe	: Osteichtyens
Sous-classe	: Actinoptérygiens
Superordre	: Téléostéens
Ordre	: Perciformes
Sous-ordre	: Percoïdes
Famille	: Cichlidae
Genre	: <i>Oreochromis</i>
Espèce	: <i>mossambicus</i>

b - L'origine du rouge corail

Le tilapia élevé à la Ferme Corail est l'*Oreochromis mossambicus* mutant rouge de souche pure. Sa couleur rouge le rapproche des poissons des lagons et le rend plus attractif pour le consommateur.

De plus, 100 % de la descendance est rouge elle aussi. Toutefois, les animaux présentant des taches noires sont écartés de la production, car du point de vue commercial, ils sont dépréciés.

Les géniteurs utilisés à la Ferme Corail ont deux origines :

la première est la Ferme elle-même qui sélectionne les plus beaux spécimens de son élevage,

la deuxième est l'importation d'animaux afin d'éviter la consanguinité.

c - La tolérance à la salinité

De très nombreuses espèces de tilapia, telles que *Oreochromis aureus*, *O. mossambicus* ou *O. urolepis hornorum*, sont réputées pour tolérer la salinité des milieux saumâtres ou marins. Ils sont donc euryhalins. Il en va de même pour certains hybrides issus de croisement entre ces espèces, tels que *O. niloticus* mâle X *O. urolepis hornorum* femelle; *O. niloticus* mâle X *O. aureus* femelle; *O. mossambicus* mâle X *O. urolepis hornorum* femelle; ou *O. mossambicus* mâle X *O. niloticus* femelle. Alors que *O. niloticus* est moins tolérant à la salinité (Doudet T., 1991).

Il semble que tous les tilapias, qui vivent en milieu saumâtre ou marin, ne puissent pas forcément se reproduire dans ces milieux. C'est le cas de *Tilapia zillii* (Pullin R.S.V., Lowe Mc Connel R.H., 1982) ou *O. Aureus* (Suresh A.V., Kwei Lin C., 1992). De même de grandes différences sont observées quant aux performances reproductrices. Il semble que de nombreuses pontes en eau de mer sont observées chez *O. mossambicus* (Popper D., Lichatowich T., 1975).

Mais les nombreuses expérimentations qui sont menées concernent la reproduction en eau douce suivie d'une acclimatation en eau de mer. Cette acclimatation a des taux de succès très variables (Suresh A.V., Kwei Lin C., 1992), ainsi tout passage brutal de fingerlings de *O. niloticus* de l'eau douce à une salinité supérieure à 12 ‰ provoque un choc osmotique fatal (Morissens P., Roche P., Aglinglo C., 1990). Cette acclimatation peut être améliorée par un régime alimentaire adapté (Suresh A.V., Kwei Lin C., 1992) ou une exposition précoce aux fortes salinités (Prunet P., Bornancin M., 1990). La prolactine est l'hormone responsable de la régulation osmotique (Prunet P., Bornancin M., 1990).

d - La reproduction

Il existe un dimorphisme sexuel important chez *O. mossambicus*, ainsi le mâle a une robe parée de taches blanches, rouges et oranges avec des reflets or, alors que la femelle est uniformément orange (Photo 3 et 4, page 25). Ce dimorphisme se traduit aussi par une différence de taille, les mâles étant plus gros que les femelles.

Comme expliqué ci-dessus, la reproduction en eau de mer est rare. Toutefois, le cycle d'élevage de l'*O. mossambicus* à la S.B.A. se réalise entièrement en eau de mer.

Ainsi, David Biancheri, qui a travaillé sur la reproduction comparée en eau douce et eau de mer à la Ferme Corail en 1996, a conclu qu'en eau de mer la croissance pondérale des géniteurs ainsi que le dimorphisme de croissance en faveur des mâles est conservé dans des conditions de reproductions intensives ; la fréquence de ponte des géniteurs sur une courte période est identique à celle rencontrée en eau douce. De plus, il a observé que le taux de fécondité, absolu ou relatif, des géniteurs est inférieur en eau de mer, mais cela est compensé par un meilleur taux de survie en eau de mer. Il remarque aussi que la fécondité absolue ne diminue pas au bout de cinq pontes, et qu'avec un inter-contrôle de 10 jours les pontes récupérées sont le plus souvent au stade œufs.

2 - Les aliments

a - Les fabricants

BioMar

Adresse : Zone Industrielle
BP 1
16440 Nersac
France
Tel 05 45 90 35 00
Fax 05 45 90 99 03

Urcoopa

Adresse : route de Cambaie
97460 St Paul
La Réunion
France
Tel 02 62 45 37 10
Fax 02 62 45 37 05

b - Les caractéristiques des aliments

Quatre aliments ont été testés : l'Aqualife 17, l'Aqualife 14, l'Aqualife 13 et l'A 20 G, dont les caractéristiques sont récapitulées dans le tableau 1, page 26.

A titre indicatif les caractéristiques de l'aliment tortue, conçu spécialement, sont données dans le tableau 2, page 27.



Photo 3 : tilapia *Oreochromis mossambicus* mâle



Photo 4 : tilapia *Oreochromis mossambicus* femelle

Tableau 1 : récapitulatif des caractéristiques des aliments.

aliment	Aqualife 17	Aqualife 14	Aqualife 13	A 20 G
fabricant	BioMar	BioMar	BioMar	Urcoopa
usage	truite arc en ciel en eau douce		carpe - poisson étang	Tilapia eau douce
matières protéiques brutes %	42	45	32	35
matières grasses brutes %	22	12	10	6
cendres brutes %	6	11	8	11,25
celluloses brutes %	2,4	2	2,5	4,5
énergie digestible kcal/kg	4 500	4 050	3 800	2 737
vitamine A UI/kg	15 000	15 000	11 000	
vitamine D ₃ UI/kg	2 000	2 000	1 500	
vitamine E mg/kg	180	180	100	
antioxydant	éthoxyquine	éthoxyquine	éthoxyquine	
composition	produits de poissons, produits d'animaux terrestres, grains de céréales, produits de graines oléagineuses, huiles et graisses, vitamines, minéraux			
conditions de stockage	entreposé dans un local sec, à l'abri de la lumière et des variations thermiques			
conditionnement	sac 25 kg, big-bag 1 t, vrac			

Tableau 2 : récapitulatif des caractéristiques de l'aliment tortue.

aliment	Aqualife 14.90
fabricant	BioMar
usage	Tortue
matières protéiques brutes %	49
matières grasses brutes %	10
cendres brutes %	10
celluloses brutes %	2
énergie digestible kcal/kg	4 050
vitamine A UI/kg	11 000
vitamine D ₃ UI/kg	2 500
vitamine E mg/kg	150
antioxydant	éthoxyquine
composition	produits de poisson, produits d'animaux terrestres; grains de céréales, produits de graines oléagineuses, huiles et graisses, vitamines, minéraux
conditions de stockage	entreposé dans un local sec, à l'abri de la lumière et des variations thermiques
conditionnement	sac 25 kg, big-bag 800 kg

c - Les rations

Les rations ont été calculées grâce aux tableaux suivants.

Les chiffres, qui y figurent, représentent le pourcentage d'aliment à distribuer au cours de la journée en fonction du poids de l'animal et de la température.

Tableau 3 : table de nourrissage.

PM	20°C	21°C	22°C	23°C	24°C	25°C	26°C	27°C	28°C	29°C	30°C
0,10	4,48	5,90	7,65	9,84	12,46	15,65	19,52	24,13	29,60	36,04	54,58
0,20	3,80	4,95	6,35	8,08	10,14	12,63	15,61	19,13	23,28	28,14	41,91
0,30	3,46	4,47	5,70	7,20	8,99	11,13	13,69	16,70	20,24	24,34	35,91
0,40	3,23	4,16	5,27	6,64	8,25	10,18	12,48	15,17	18,32	21,97	32,18
0,50	3,07	3,93	4,97	6,23	7,72	9,50	11,61	14,07	16,96	20,29	29,56
0,60	2,94	3,75	4,73	5,91	7,32	8,98	10,94	13,24	15,92	19,01	27,58
0,70	2,83	3,61	4,54	5,66	6,99	8,56	10,41	12,57	15,09	17,99	26,00
0,80	2,75	3,49	4,38	5,45	6,72	8,22	9,97	12,02	14,41	17,15	24,71
0,90	2,67	3,39	4,24	5,27	6,49	7,92	9,60	11,56	13,84	16,45	23,63
1,00	2,61	3,30	4,13	5,12	6,29	7,67	9,28	11,16	13,34	15,84	22,70
1,10	2,55	3,22	4,02	4,98	6,11	7,44	9,00	10,81	12,91	15,31	21,89
1,20	2,50	3,15	3,93	4,86	5,95	7,24	8,75	10,50	12,53	14,84	21,18
1,30	2,45	3,09	3,84	4,75	5,81	7,07	8,53	10,22	12,18	14,42	20,54
1,40	2,41	3,03	3,77	4,65	5,69	6,91	8,32	9,97	11,88	14,05	19,97
1,50	2,37	2,98	3,70	4,56	5,57	6,76	8,14	9,74	11,60	13,70	19,45
1,60	2,33	2,93	3,64	4,48	5,47	6,63	7,97	9,53	11,34	13,39	18,98
1,70	2,30	2,88	3,58	4,40	5,37	6,50	7,82	9,34	11,10	13,11	18,54
1,80	2,27	2,84	3,52	4,33	5,28	6,39	7,68	9,16	10,89	12,84	18,15
1,90	2,24	2,80	3,47	4,26	5,19	6,28	7,54	9,00	10,68	12,60	17,78
2,00	2,21	2,77	3,43	4,20	5,12	6,18	7,42	8,85	10,50	12,37	17,43
2,10	2,19	2,73	3,38	4,14	5,04	6,09	7,30	8,70	10,32	12,15	17,11
2,20	2,16	2,70	3,34	4,09	4,97	6,00	7,19	8,57	10,16	11,95	16,81
2,30	2,14	2,67	3,30	4,04	4,91	5,92	7,09	8,44	10,00	11,76	16,53
2,40	2,12	2,64	3,26	3,99	4,85	5,84	6,99	8,32	9,86	11,59	16,26
2,50	2,10	2,61	3,23	3,94	4,79	5,77	6,90	8,21	9,72	11,42	16,01
2,60	2,08	2,59	3,19	3,90	4,73	5,70	6,82	8,10	9,59	11,26	15,77
2,70	2,06	2,56	3,16	3,86	4,68	5,63	6,73	8,00	9,46	11,11	15,55
2,80	2,05	2,54	3,13	3,82	4,63	5,57	6,65	7,90	9,34	10,97	15,33
2,90	2,03	2,52	3,10	3,78	4,58	5,51	6,58	7,81	9,23	10,83	15,13
3,00	2,01	2,50	3,07	3,74	4,54	5,45	6,51	7,72	9,12	10,70	14,94
3,10	2,00	2,48	3,05	3,71	4,49	5,40	6,44	7,64	9,02	10,58	14,75
3,20	1,98	2,46	3,02	3,68	4,45	5,35	6,37	7,56	8,92	10,46	14,57
3,30	1,97	2,44	3,00	3,64	4,41	5,29	6,31	7,48	8,83	10,34	14,40
3,40	1,95	2,42	2,97	3,61	4,37	5,25	6,25	7,40	8,74	10,23	14,24
3,50	1,94	2,40	2,95	3,58	4,33	5,20	6,19	7,33	8,65	10,13	14,08
3,60	1,93	2,38	2,93	3,56	4,30	5,15	6,14	7,26	8,57	10,03	13,93
3,70	1,92	2,37	2,90	3,53	4,26	5,11	6,08	7,20	8,48	9,93	13,79
3,80	1,90	2,35	2,88	3,50	4,23	5,07	6,03	7,13	8,41	9,83	13,65
3,90	1,89	2,34	2,86	3,48	4,20	5,03	5,98	7,07	8,33	9,74	13,52
4,00	1,88	2,32	2,84	3,45	4,16	4,99	5,93	7,01	8,26	9,66	13,39
4,10	1,87	2,31	2,83	3,43	4,13	4,95	5,88	6,95	8,19	9,57	13,26
4,20	1,86	2,29	2,81	3,40	4,10	4,91	5,84	6,90	8,12	9,49	13,14
4,30	1,85	2,28	2,79	3,38	4,08	4,88	5,79	6,84	8,05	9,41	13,02
4,40	1,84	2,27	2,77	3,36	4,05	4,84	5,75	6,79	7,99	9,33	12,91
4,50	1,83	2,25	2,76	3,34	4,02	4,81	5,71	6,74	7,93	9,26	12,80
4,60	1,82	2,24	2,74	3,32	4,00	4,78	5,67	6,69	7,87	9,19	12,69
4,70	1,81	2,23	2,72	3,30	3,97	4,74	5,63	6,64	7,81	9,12	12,59
4,80	1,80	2,22	2,71	3,28	3,94	4,71	5,59	6,60	7,75	9,05	12,49
4,90	1,79	2,21	2,69	3,26	3,92	4,68	5,55	6,55	7,70	8,98	12,39
5,00	1,78	2,19	2,68	3,24	3,90	4,65	5,52	6,51	7,64	8,92	12,29
5,50	1,75	2,14	2,61	3,15	3,79	4,52	5,35	6,30	7,40	8,62	11,86
6,00	1,71	2,10	2,55	3,08	3,69	4,40	5,20	6,12	7,18	8,35	11,47

Tableau 4 : table de nourrissage.

PM	20 °C	21 °C	22 °C	23 °C	24 °C	25 °C	26 °C	27 °C	28 °C	29 °C	30 °C
6.50	1.68	2.05	2.50	3.01	3.61	4.29	5.07	5.96	6.98	8.12	11.13
7.00	1.65	2.02	2.45	2.94	3.53	4.19	4.95	5.81	6.80	7.91	10.82
7.50	1.62	1.98	2.40	2.89	3.46	4.10	4.84	5.68	6.64	7.71	10.53
8.00	1.60	1.95	2.36	2.83	3.39	4.02	4.74	5.56	6.50	7.54	10.28
8.50	1.58	1.92	2.32	2.79	3.33	3.95	4.65	5.45	6.36	7.38	10.04
9.00	1.55	1.89	2.29	2.74	3.27	3.88	4.56	5.34	6.24	7.23	9.83
9.50	1.53	1.87	2.26	2.70	3.22	3.81	4.48	5.25	6.12	7.09	9.63
10.00	1.52	1.84	2.23	2.66	3.17	3.75	4.41	5.16	6.01	6.96	9.44
10.50	1.50	1.82	2.20	2.62	3.13	3.70	4.34	5.08	5.91	6.84	9.27
11.00	1.48	1.80	2.17	2.59	3.08	3.65	4.28	5.00	5.82	6.73	9.10
11.50	1.47	1.78	2.14	2.56	3.04	3.60	4.22	4.92	5.73	6.62	8.95
12.00	1.45	1.76	2.12	2.53	3.01	3.55	4.16	4.85	5.65	6.52	8.81
13.00	1.43	1.72	2.07	2.47	2.93	3.46	4.05	4.72	5.49	6.34	8.54
14.00	1.40	1.69	2.03	2.42	2.87	3.38	3.96	4.61	5.35	6.17	8.31
15.00	1.38	1.66	2.00	2.37	2.81	3.31	3.87	4.50	5.23	6.02	8.09
16.00	1.36	1.63	1.96	2.33	2.76	3.25	3.79	4.41	5.11	5.89	7.89
17.00	1.34	1.61	1.93	2.29	2.71	3.19	3.72	4.32	5.01	5.76	7.71
18.00	1.32	1.59	1.90	2.25	2.66	3.13	3.65	4.24	4.91	5.64	7.55
19.00	1.30	1.57	1.87	2.22	2.62	3.08	3.59	4.16	4.82	5.54	7.39
20.00	1.29	1.55	1.85	2.18	2.58	3.03	3.53	4.09	4.73	5.44	7.25
21.00	1.27	1.53	1.82	2.15	2.54	2.98	3.47	4.02	4.65	5.34	7.12
22.00	1.26	1.51	1.80	2.13	2.51	2.94	3.42	3.96	4.58	5.25	6.99
23.00	1.25	1.49	1.78	2.10	2.48	2.90	3.37	3.90	4.51	5.17	6.87
24.00	1.23	1.48	1.76	2.07	2.45	2.86	3.32	3.85	4.44	5.09	6.76
25.00	1.22	1.46	1.74	2.05	2.42	2.83	3.28	3.80	4.38	5.02	6.66
26.00	1.21	1.45	1.72	2.03	2.39	2.79	3.24	3.75	4.32	4.95	6.56
27.00	1.20	1.43	1.71	2.01	2.36	2.76	3.20	3.70	4.27	4.88	6.47
28.00	1.19	1.42	1.69	1.99	2.34	2.73	3.16	3.65	4.21	4.82	6.38
29.00	1.18	1.41	1.67	1.97	2.31	2.70	3.13	3.61	4.16	4.76	6.29
30.00	1.17	1.39	1.66	1.95	2.29	2.67	3.09	3.57	4.11	4.70	6.21
31.00	1.16	1.38	1.64	1.93	2.27	2.64	3.06	3.53	4.07	4.65	6.14
32.00	1.15	1.37	1.63	1.91	2.25	2.62	3.03	3.49	4.02	4.60	6.06
33.00	1.15	1.36	1.62	1.90	2.23	2.59	3.00	3.46	3.98	4.55	5.99
34.00	1.14	1.35	1.60	1.88	2.21	2.57	2.97	3.42	3.94	4.50	5.92
35.00	1.13	1.34	1.59	1.86	2.19	2.55	2.94	3.39	3.90	4.45	5.86
36.00	1.12	1.33	1.58	1.85	2.17	2.52	2.92	3.36	3.86	4.41	5.80
37.00	1.12	1.32	1.57	1.83	2.15	2.50	2.89	3.33	3.82	4.36	5.74
38.00	1.11	1.31	1.56	1.82	2.13	2.48	2.87	3.30	3.79	4.32	5.68
39.00	1.10	1.30	1.55	1.81	2.12	2.46	2.84	3.27	3.76	4.28	5.62
40.00	1.09	1.30	1.53	1.79	2.10	2.44	2.82	3.24	3.72	4.24	5.57
41.00	1.09	1.29	1.52	1.78	2.09	2.42	2.80	3.22	3.69	4.21	5.52
42.00	1.08	1.28	1.51	1.77	2.07	2.41	2.77	3.19	3.66	4.17	5.46
43.00	1.08	1.27	1.51	1.76	2.06	2.39	2.75	3.16	3.63	4.14	5.42
45.00	1.06	1.26	1.49	1.74	2.03	2.36	2.71	3.12	3.57	4.07	5.32
46.00	1.06	1.25	1.48	1.72	2.02	2.34	2.69	3.09	3.55	4.04	5.28
47.00	1.05	1.24	1.47	1.71	2.00	2.32	2.68	3.07	3.52	4.01	5.24
48.00	1.05	1.24	1.46	1.70	1.99	2.31	2.66	3.05	3.50	3.98	5.19
49.00	1.04	1.23	1.45	1.69	1.98	2.29	2.64	3.03	3.47	3.95	5.15
50.00	1.04	1.23	1.45	1.68	1.97	2.28	2.62	3.01	3.45	3.92	5.11
55.00	1.02	1.20	1.41	1.64	1.91	2.21	2.54	2.91	3.33	3.79	4.93
60.00	1.00	1.17	1.38	1.60	1.86	2.15	2.47	2.83	3.24	3.67	4.77
65.00	0.98	1.15	1.35	1.56	1.82	2.10	2.41	2.76	3.15	3.57	4.63
70.00	0.96	1.13	1.32	1.53	1.78	2.05	2.35	2.69	3.07	3.48	4.50
75.00	0.94	1.11	1.30	1.50	1.74	2.01	2.30	2.63	3.00	3.39	4.38

Tableau 5: table de nourrissage.

PM	20°C	21°C	22°C	23°C	24°C	25°C	26°C	27°C	28°C	29°C	30°C
80,00	0,93	1,09	1,27	1,47	1,71	1,97	2,25	2,57	2,93	3,31	4,28
85,00	0,92	1,07	1,25	1,45	1,68	1,93	2,21	2,52	2,87	3,24	4,18
90,00	0,90	1,06	1,24	1,43	1,65	1,90	2,17	2,47	2,81	3,18	4,09
95,00	0,89	1,04	1,22	1,40	1,63	1,87	2,13	2,43	2,76	3,12	4,00
100,00	0,88	1,03	1,20	1,38	1,60	1,84	2,10	2,39	2,71	3,06	3,93
110,00	0,86	1,00	1,17	1,35	1,56	1,79	2,03	2,31	2,62	2,96	3,79
120,00	0,85	0,98	1,14	1,31	1,52	1,74	1,98	2,24	2,55	2,87	3,66
130,00	0,83	0,96	1,12	1,28	1,48	1,70	1,93	2,18	2,48	2,79	3,55
140,00	0,82	0,94	1,10	1,26	1,45	1,66	1,88	2,13	2,41	2,71	3,45
150,00	0,80	0,93	1,08	1,23	1,42	1,62	1,84	2,08	2,36	2,65	3,36
160,00	0,79	0,91	1,06	1,21	1,39	1,59	1,80	2,04	2,30	2,59	3,28
170,00	0,78	0,90	1,04	1,19	1,37	1,56	1,77	2,00	2,26	2,53	3,21
180,00	0,77	0,89	1,03	1,17	1,34	1,53	1,73	1,96	2,21	2,48	3,14
190,00	0,76	0,87	1,01	1,15	1,32	1,51	1,70	1,92	2,17	2,43	3,07
200,00	0,75	0,86	1,00	1,14	1,30	1,48	1,68	1,89	2,13	2,39	3,02
220,00	0,73	0,84	0,97	1,11	1,27	1,44	1,63	1,83	2,06	2,31	2,91
240,00	0,72	0,82	0,95	1,08	1,23	1,40	1,58	1,78	2,00	2,24	2,81
260,00	0,71	0,81	0,93	1,05	1,21	1,37	1,54	1,73	1,95	2,18	2,73
280,00	0,69	0,79	0,91	1,03	1,18	1,34	1,50	1,69	1,90	2,12	2,65
300,00	0,68	0,78	0,89	1,01	1,16	1,31	1,47	1,65	1,85	2,07	2,58
320,00	0,67	0,77	0,88	0,99	1,13	1,28	1,44	1,62	1,81	2,02	2,52
340,00	0,66	0,75	0,86	0,98	1,11	1,26	1,41	1,58	1,78	1,98	2,46
360,00	0,65	0,74	0,85	0,96	1,09	1,24	1,39	1,55	1,74	1,94	2,41
380,00	0,64	0,73	0,84	0,95	1,08	1,22	1,36	1,53	1,71	1,90	2,36
400,00	0,64	0,72	0,83	0,93	1,06	1,20	1,34	1,50	1,68	1,87	2,32
420,00	0,63	0,72	0,82	0,92	1,05	1,18	1,32	1,47	1,65	1,83	2,27
440,00	0,62	0,71	0,81	0,91	1,03	1,16	1,30	1,45	1,62	1,80	2,23
460,00	0,62	0,70	0,80	0,90	1,02	1,15	1,28	1,43	1,60	1,77	2,20
480,00	0,61	0,69	0,79	0,89	1,00	1,13	1,26	1,41	1,58	1,75	2,16
500,00	0,60	0,68	0,78	0,88	0,99	1,12	1,25	1,39	1,55	1,72	2,13
520,00	0,60	0,68	0,77	0,87	0,98	1,10	1,23	1,37	1,53	1,70	2,10
540,00	0,59	0,67	0,76	0,86	0,97	1,09	1,22	1,36	1,51	1,68	2,07
560,00	0,59	0,67	0,76	0,85	0,96	1,08	1,20	1,34	1,49	1,65	2,04
580,00	0,58	0,66	0,75	0,84	0,95	1,07	1,19	1,32	1,48	1,63	2,01
600,00	0,58	0,65	0,74	0,83	0,94	1,06	1,18	1,31	1,46	1,61	1,98
620,00	0,57	0,65	0,74	0,82	0,93	1,04	1,16	1,29	1,44	1,60	1,96
640,00	0,57	0,64	0,73	0,82	0,92	1,03	1,15	1,28	1,43	1,58	1,94
660,00	0,57	0,64	0,72	0,81	0,91	1,02	1,14	1,27	1,41	1,56	1,91
680,00	0,56	0,63	0,72	0,80	0,91	1,02	1,13	1,26	1,40	1,54	1,89
700,00	0,56	0,63	0,71	0,80	0,90	1,01	1,12	1,24	1,38	1,53	1,87
720,00	0,56	0,62	0,71	0,79	0,89	1,00	1,11	1,23	1,37	1,51	1,85
740,00	0,55	0,62	0,70	0,78	0,88	0,99	1,10	1,22	1,36	1,50	1,83
760,00	0,55	0,62	0,70	0,78	0,88	0,98	1,09	1,21	1,34	1,48	1,81
780,00	0,54	0,61	0,69	0,77	0,87	0,97	1,08	1,20	1,33	1,47	1,80
800,00	0,54	0,61	0,69	0,77	0,86	0,97	1,07	1,19	1,32	1,46	1,78
820,00	0,54	0,60	0,68	0,76	0,86	0,96	1,06	1,18	1,31	1,44	1,76
840,00	0,54	0,60	0,68	0,76	0,85	0,95	1,05	1,17	1,30	1,43	1,75
860,00	0,53	0,60	0,67	0,75	0,84	0,94	1,05	1,16	1,29	1,42	1,73
880,00	0,53	0,59	0,67	0,75	0,84	0,94	1,04	1,15	1,28	1,41	1,71
900,00	0,53	0,59	0,67	0,74	0,83	0,93	1,03	1,14	1,27	1,40	1,70
920,00	0,52	0,59	0,66	0,74	0,83	0,92	1,02	1,13	1,26	1,39	1,69
940,00	0,52	0,58	0,66	0,73	0,82	0,92	1,02	1,13	1,25	1,38	1,67
960,00	0,52	0,58	0,65	0,73	0,82	0,91	1,01	1,12	1,24	1,36	1,66
980,00	0,52	0,58	0,65	0,72	0,81	0,91	1,00	1,11	1,23	1,35	1,65
1000,00	0,51	0,57	0,65	0,72	0,81	0,90	1,00	1,10	1,22	1,35	1,63

3 - Les infrastructures

Les photos 5 et 6 de la page suivante permettent de visualiser les bassins utilisés lors de cette étude. Le tableau suivant récapitule les données des bassins.

La figure 1 (page 20) permet de situer les bassins sur l'exploitation.

Tableau 6 : les bassins.

Type	400	2 m ³
volume m ³	40	2
matériaux	béton armé	fibres synthétiques
renouvellement %/h	40	100
nomination dans l'étude	G	P

Afin de faciliter la compréhension de l'exposé qui suit, les bassins ont été renommés de la façon suivante.

Tableau 7 : appellation des bassins.

nouveau nom	ancien nom	aliment distribué
G17-1	401	Aqualife 17
G17-2	402	Aqualife 17
G14-1	405	Aqualife 14
G14-2	410	Aqualife 14
G13-1	403	Aqualife 13
G13-2	406	Aqualife 13
G20-1	408	A 20 G
G20-2	409	A 20 G
P17-1	1	Aqualife 17
P17-2	10	Aqualife 17
P14-1	2	Aqualife 14
P14-2	14	Aqualife 14
P13-1	4	Aqualife 13
P13-2	18	Aqualife 13
P20-1	5	A 20 G
P20-2	19	A 20 G
PR	9	mélange ¼ de chaque aliment



Photo 5 : bassin de 40 m³



Photo 6 : bassin de 2 m³

4 - Les appareils de mesures

a - Mesures de la salinité

C'est un réfractomètre qui a permis cette mesure. Les données ont été approximatives, mais suffisantes pour donner une idée de la variation de la salinité dans les bacs.

La salinité a été mesurée en ‰ avec une erreur ± 1 ‰.

b - Mesures du taux et de la saturation à l'oxygène

C'est un oxymètre-thermomètre OXYGARD II de terrain portable qui a permis ces mesures.

Il a mesuré le taux d'oxygène en mg/l avec une erreur de ± 1 mg/l, et la saturation en oxygène en % avec une erreur de ± 1 %.

c - Mesures de la température

L'oxymètre-thermomètre OXYGARD II a mesuré la température en °C avec une erreur de $\pm 0,1$ °C.

d - Analyses des sels nutritifs

La mesure de la densité optique (DO) qui a permis de déduire la concentration en sel nutritif a été faite grâce à un spectrophotomètre de marque WTW et de modèle MPM 3 000.

La DO a été donnée avec une précision de 0,001 unité.

Les cuves, en verre optique et de trajet optique de 1 cm, utilisées pour les lectures de DO, étaient de marque HELLMA.

II - METHODE

1 - L'analyse de l'eau

a - Procédure

Pour connaître la qualité des rejets alimentaires pour chacun des aliments testés, un suivi de la qualité de l'eau à la Ferme Corail a été effectué pendant quinze jours en continu.

Les paramètres dosés ont été les ions phosphates, ammoniacs, nitrites et nitrates. La température, la salinité, la concentration et la saturation à l'oxygène ont été elles aussi mesurées.

Le livre d'A. Aminot et M. Chaussepied a servi de référence pour le dosage du phosphate, du nitrite et de l'ammoniac. Celui de J. Rodier a servi de référence au dosage du nitrate.

Afin de connaître au mieux l'impact des aliments sur la qualité de l'eau, un échantillon d'eau a été analysé pour chaque bac et a été comparé avec l'eau du canal d'entrée.

Deux protocoles ont été mis en place. Le premier, noté PA1, concernait les bassins de 40 m³. Le deuxième, noté PA2, concernait les bassins de 2 m³. Ils se sont déroulés du lundi 19 août au dimanche 1^{er} septembre 1996.

Pour chaque bassin et le canal d'entrée, de l'eau a été prélevée à 13 heure et demi, c'est à dire une demi heure après la distribution du repas. Compte tenu du nombre d'échantillons d'eau à prélever et du fait que le dernier repas était servi à 15 heure, il était impératif de commencer à cette heure. La température, la salinité, la concentration et la saturation à l'oxygène ont été mesurées à ce moment là.

L'eau n'a pas été prélevée à la sortie du bassin, mais à la surface et au milieu de ce dernier. En effet, si un animal était mort et qu'il était coincé dans la pipe d'évacuation, les forts taux de phosphate, nitrite, nitrate et ammoniac analysés dans l'échantillon auraient été dus à la décomposition du cadavre et non aux rejets alimentaires. De plus, le fort débit de l'entrée d'eau dans le bac, son volume et les nages actives des tortues permettent une homogénéisation rapide de l'eau du bassin.

b - Dosage du phosphore minéral dissous

Le phosphore est un élément absolument nécessaire à la vie aquatique. Dans l'eau de mer la forme majoritaire est l'orthophosphate qui se trouve essentiellement sous deux configurations PO_4^{3-} (10 %) et HPO_4^{2-} (90 %); $H_2PO_4^-$ représente moins de 1 %.

Les fortes concentrations ont comme origine une activité domestique ou agricole et sont responsables des phénomènes d'eutrophisation. Le développement phytoplanctonique fait diminuer ces concentrations.

① Principe de la méthode

C'est la méthode de Murphy et Riley (1962) qui a été utilisée.

Les ions phosphates réagissent avec le molybdate d'ammonium, en présence d'antimoine, pour former un complexe qui sera réduit par l'acide ascorbique; cette forme réduite de coloration bleue a un maximum d'absorbance à 885 nm. Ce composé bleu contient le phosphore, le molybdène et l'antimoine dans les proportions atomiques 1-12-1.

② Domaine d'application

✧ Gamme de concentrations

La gamme de concentrations mesurables est très étendue de 0,02 à 28 $\mu\text{mol l}^{-1}$, la relation concentration - absorbance est linéaire jusqu'à 70 $\mu\text{mol l}^{-1}$.

Il est donc conseillé d'effectuer des dilutions si les concentrations des échantillons dépassent cette valeur.

✧ Précision

Koroleff et Palmork (1972) rapportent les écarts suivant :

- au niveau 0,2 $\mu\text{mol l}^{-1}$: ± 15 % soit $\pm 0,03 \mu\text{mol l}^{-1}$,
- au niveau 0,9 $\mu\text{mol l}^{-1}$: ± 6 % soit $\pm 0,05 \mu\text{mol l}^{-1}$,
- au niveau 2,8 $\mu\text{mol l}^{-1}$: ± 3 % soit $\pm 0,09 \mu\text{mol l}^{-1}$.

✧ Limites de détection

La plus petite concentration détectable est 0,02 $\mu\text{mol l}^{-1}$ de phosphate : en cuve de 10 cm de trajet optique, cela correspond à une absorbance de 0,005 environ.

✧ Interférences

Les ions arsénates réagissent de façon identique aux ions phosphates mais leur concentration, $0,04 \mu\text{mol l}^{-1}$ environ, est suffisamment faible pour être généralement négligée. En outre, la vitesse de réaction étant plus lente pour l'arsénate que pour le phosphate, l'interférence peut être évitée si les mesures sont rapidement effectuées.

Les sulfures n'interfèrent pas au-dessous de 2 mg/l .

La température n'influe pas sur le développement de la coloration entre 15 et 30°C .

La salinité n'a aucune influence sur la réaction entre 0 et 35 ‰ .

③ Prélèvement et échantillonnage

Les flacons utilisés étaient en verre et de contenance 100 ml . Un repère a été fait au niveau 50 ml .

Les flacons ont été plusieurs fois rincés avec l'eau à analyser qui a été préalablement filtrée.

Il faut prendre bien garde à ne pas contaminer l'échantillon avec le contact de la peau lors du remplissage des flacons.

④ Conservation

Dans le cadre de cette étude de la qualité des eaux de la ferme Corail, les échantillons servant au dosage des ions phosphates ont été congelés immédiatement (les phosphates ne sont pas stables dans le temps à température ambiante). Le dosage et la lecture de l'absorbance ont été faits le lendemain matin (après décongélation).

⑤ Appareillage

Le spectrophotomètre dispose d'un filtre ayant un maximum de transmission à environ 885 nm .

Les cuves utilisées étaient de marque HELLMA en verre optique et de trajet optique de 1 cm .

⑥ Réactifs

✧ Solution de molybdate d'ammonium

Dissoudre 15 g de paramolybdate d'ammonium "pour analyse" $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}\cdot 4\text{H}_2\text{O}$, dans 500 ml d'eau bidistillée dans une fiole jaugée de 500 ml .

Cette solution est stable indéfiniment si elle est stockée dans un flacon en plastique.

✧ Acide sulfurique à 2,5 mol l⁻¹

Ajouter petit à petit 140 ml d'acide sulfurique (densité = 1,84) "pour analyse" dans 900 ml d'eau bidistillée. Laisser refroidir et conserver dans une bouteille en verre bien bouchée.

✧ Solution d'acide ascorbique

Dissoudre 54 g d'acide ascorbique ($C_6H_8O_6$) dans 500 ml d'eau bidistillée.

Cette solution se conserve plusieurs mois dans un flacon en plastique et au congélateur : il suffit de la décongeler avant son utilisation puis de la recongeler immédiatement après.

✧ Solution d'oxytartrate de potassium et d'antimoine

Dissoudre 0,34 g d'oxytartrate de potassium et d'antimoine $K(SbO)C_4H_4O_6$, dans 250 ml d'eau bidistillée en chauffant si nécessaire.

Cette solution se conserve plusieurs mois au réfrigérateur.

✧ Mélange - réactif

Mélanger les réactifs dans les proportions suivantes :

- 100 ml de solution de molybdate d'ammonium,
- 250 ml de solution d'acide sulfurique à 2,5 mol l⁻¹,
- 100 ml de solution d'acide ascorbique,
- 50 ml de solution d'oxytartrate de potassium et d'antimoine.

Ce mélange ne se conservant pas plus de 6 heures, il faut impérativement le préparer juste avant son utilisation. La quantité ainsi préparée permet l'analyse d'environ 50 échantillons.

✧ Solution étalon primaire de phosphate

Composé utilisé : dihydrogénophosphate de potassium anhydre (KH_2PO_4).

Poids moléculaire : 136,09 g/mol.

Poids pesé : 0,6800 g complété à 1 000 ml d'eau bidistillée.

Concentration : 4,997 mmol/l.

$$c = \frac{0,6800}{136,09} = 0,004997 \text{ mol/l}$$

Cette solution est stable plusieurs mois au réfrigérateur.

✧ Solution étalon secondaire de phosphate

Diluer 100 fois la solution étalon primaire dans de l'eau bidistillée.

Concentration : $49,97 \times 10^{-3} \text{ mmol/l}$.

$$c = \frac{4,997}{100} = 49,97 \times 10^{-3} \text{ mmol/l}$$

Cette solution ne se conserve que quelques semaines. Il est conseillé de la remplacer tous les 10 jours.

La gamme étalon est préparée à partir de cette solution secondaire.

Il faut multiplier par 0,095 la valeur de la concentration du phosphore PO_4^{3-} exprimée en $\mu\text{mol/l}$ pour l'avoir en mg/l .

⑦ Mode opératoire

✧ Procédure générale

La température de l'échantillon doit être comprise entre 15 et 30 °C.

Préparer le mélange réactif.

Prendre 50 ml d'échantillon directement dans le flacon à réaction.

Ajouter $5,0 \pm 0,25$ ml du mélange réactif et agiter aussitôt.

Attendre au moins 5 minutes, mais pas plus de 30 minutes pour supprimer tout risque d'interférence avec certains ions, avant de mesurer l'absorbance à 885 nm, soit A_B cette mesure. Le blanc est fait avec de l'eau bidistillée à laquelle les réactifs ont été rajoutés.

✧ Etalonnage

La procédure est la suivante :

dans une fiole jaugée de 500 ml, introduire des volumes connus de la solution étalon secondaire complété avec l'eau bidistillée,

faire l'analyse de six gammes étalons,

mesurer d'absorbance A_B et tracer la courbe d'étalonnage.

✧ Blancs

★ Blanc de turbidité

Il est donné par l'absorbance de l'eau de mer non traitée par rapport à l'eau distillée.

Il est inutile d'effectuer cette mesure dans le cadre de l'étude.

★ Blanc des réactifs

Le blanc permet de faire le zéro du spectrophotomètre.

Il se fait grâce à de l'eau fraîchement bidistillée non stockée. Cette eau subit exactement le même protocole que les échantillons.

⑧ Calcul, expression des résultats

✧ La courbe étalon

A partir des absorbances mesurées et des concentrations connues des étalons, la droite de régression peut être calculée.

Soit : A_B l'absorbance mesurée pour l'étalon traité,

$[PO_4^{3-}]$ la concentration de phosphate en mg/l,

P la pente de la courbe,

C le terme constant (s'il est petit devant les autres termes, il peut être négligé),

r le coefficient de régression.

Alors la droite de régression est : $[PO_4^{3-}] = P \times A_B + C$

✧ Les échantillons

Soit :

A_B l'absorbance mesurée pour l'échantillon traité,

$[PO_4^{3-}]$ la concentration de phosphate en mg/l.

La concentration en phosphate en mg/l est donnée par la droite de régression calculée précédemment : $[PO_4^{3-}] = P \times A_B + C$

c - Dosage de l'azote ammoniacal

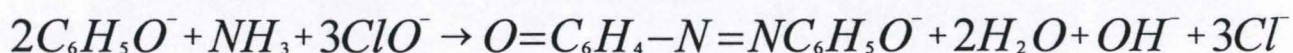
L'azote ammoniacal est présent sous deux formes dans l'eau, l'ammoniac NH_3 et l'ammonium NH_4^+ . Leurs proportions relatives dépendent du pH, de la température et de la salinité (Aminot. A., 1983).

Dans le cadre de l'étude de la qualité de l'eau de la Ferme Corail, la forme prédominante est l'ammonium NH_4^+ , or celle qui est toxique est l'ammoniac NH_3 .

① Principe de la méthode

La méthode utilisée est celle de Koroleff (1969) qui dose la totalité de l'azote ammoniacal, c'est à dire NH_4^+ et NH_3 , qui est noté $N - NH_{3,4}$.

C'est l'application de la méthode de Berthelot en eau de mer ainsi schématisée :



En milieu légèrement basique, l'ammonium et l'hypochlorite forment une monochloramine qui réagit, en présence d'un excès d'hypochlorite, avec le phénol pour donner le bleu d'indophénol absorbant à 630 nm. Cette réaction est accélérée par le nitroprussiate ou, plus exactement un dérivé formé en milieu basique.

La précipitation des ions alcalinoterreux de l'eau de mer, au pH élevé, est évitée par complexation à l'aide de citrate de sodium.

② Domaine d'application

✧ Gamme de concentrations

Il est possible d'analyser des concentrations allant de 0,05 à 100 $\mu\text{mol l}^{-1}$, mais la loi de Beer n'est suivie que jusqu'à des concentrations de 40 à 50 $\mu\text{mol l}^{-1}$.

Il est donc conseillé d'effectuer des dilutions si les concentrations des échantillons dépassent cette valeur, et si la courbe étalon n'est pas fiable pour les fortes valeurs. Mais dans ce cas il faut tenir compte de l'influence de la salinité.

✧ Précision

Koroleff et Riley indiquent respectivement des précisions de $\pm 5 \%$ et $\pm 4 \%$ au niveau 3 $\mu\text{mol l}^{-1}$.

Mais les risques de contamination lors du prélèvement des échantillons peuvent faire augmenter ce risque d'erreur.

✧ Limites de détection

La plus petite concentration détectable est 0,05 $\mu\text{mol l}^{-1}$ de NH_4^+ : en cuve de 1 cm de trajet optique cela correspond à une absorbance de 0,01 environ.

✧ Interférences

La méthode est considérée comme spécifique à l'azote ammoniacal $N-NH_{3,4}$. Il est montré que l'urée ou les acides aminés n'interfèrent que de façon négligeable.

Les ions sulfures (S^{2-}) interfèrent au-dessus de 2 mg l^{-1} .

Les ions nitrites n'interfèrent qu'au-dessus de plusieurs dizaines de micromoles par litre.

La salinité interfère par le fait que le pH est modifié par l'effet tampon de l'eau de mer.

③ Prélèvement et échantillonnage

✧ Flaconnage

La réaction se fait directement dans le flacon de prélèvement.

Le volume prélevé est de 50 ml. Les flacons doivent être obligatoirement en verre et leur volume est de 100 ml. Par ailleurs, les bouchons avec joint amovible en caoutchouc sont absolument à proscrire car leur nettoyage correct n'est pas garanti.

L'entretien des flacons est simple : après avoir effectué une réaction à blanc, il suffit de rincer à l'eau déminéralisée ou distillée. Il faut les refermer aussitôt après les avoir égouttés quelques minutes sur un papier non pelucheux propre.

Ces flacons servent exclusivement à l'analyse de l'ammonium et un repère au niveau 50 ml est fait.

✧ Echantillonnage

L'eau prélevée doit être filtrée afin d'éliminer les suspensions.

Le flacon est rincé plusieurs fois avec l'eau à analyser et il est rempli jusqu'à la marque $50 \text{ ml} \pm 2,5 \text{ ml}$: l'eau n'est plus transvasée par la suite.

Il faut prendre soin à ce qu'aucune contamination par l'atmosphère ne vienne polluer l'échantillon. C'est pourquoi il ne faut absolument pas fumer lors des prélèvements.

④ Conservation

Il est possible de congeler les échantillons, mais il est préférable d'effectuer l'analyse dès le prélèvement ou au plus tard dans l'heure qui suit. En effet, l'évolution des concentrations est imprévisible et rapide.

Dans le cadre de cette étude de la qualité des eaux de la ferme Corail, l'azote ammoniacal a été dosé immédiatement : c'est à dire que l'ajout des réactifs a été aussitôt fait. La réaction s'est développée pendant la nuit et la lecture de l'absorbance a été faite le lendemain matin.

⑤ Appareillage

Le spectrophotomètre dispose d'un filtre ayant un maximum de transmission vers 630 nm.

Les cuves utilisées étaient de marque HELLMA en verre optique et de trajet optique de 1 cm.

⑥ Réactifs

✧ Réactif 1 : solution de phénol - nitroprussiate

Pour 1 l de réactif : dissoudre 35 g de phénol et 400 mg de nitroprussiate de sodium ($Na_2Fe(CN)_5NO, 2H_2O$) dans de l'eau bidistillée et compléter à 1 000 ml dans une fiole jaugée d'un litre.

Ce réactif doit être conservé au réfrigérateur et à l'abri de la lumière; il n'est stable que quelques semaines et doit être remplacé s'il prend une couleur verdâtre.

✧ Réactif 2 : solution alcaline d'hypochlorite

Pour 1 l de réactif :

dissoudre 280 g de citrate trisodique "pour analyse" ($Na_3C_6H_5O_7, 2H_2O$) et 22 g de soude dans environ 800 ml d'eau bidistillée,

ajouter 44 ml d'une solution à 10 degrés chlorométriques d'hypochlorite de sodium. Il est possible de trouver cette solution dans le commerce sous le nom d'eau de javel,

compléter à 1 000 ml dans une fiole jaugée d'un litre.

Ce réactif peut être utilisé dans toute la gamme de salinité, mais de préférence au-dessus de 5 ‰, ce qui était le cas de l'étude où l'eau à une salinité d'environ 36 ‰.

Ce réactif se conserve au froid pendant 1 à 2 mois.

✧ Solution étalon primaire d'ammonium

Composé utilisé : sulfate d'ammonium $(NH_4)_2SO_4$.

Poids moléculaire : 132,14 g/mol.

Poids pesé : 0,6644 g complété à 1 000 ml d'eau bidistillée.

Concentration : 10,056 mmol/l.

$$c = \frac{0,6644}{132,14} \times 2 = 0,010056 \text{ mol/l}$$

Cette solution est stable indéfiniment au réfrigérateur.

✧ Solution étalon secondaire d'ammonium

Diluer 20 fois la solution étalon primaire dans de l'eau bidistillée.

Concentration : 0,5028 mmol/l.

$$c = \frac{10,056}{20} = 0,5028 \text{ mmol/l}$$

Cette solution est stable environ une semaine au réfrigérateur, mais pour plus de sécurité, il est conseillé de la préparer juste avant son utilisation.

C'est à partir de cette solution secondaire que la gamme étalon est préparée.

La concentration d'ammoniac total $N-NH_{3,4}$ en mg/l est donnée en multipliant par 0,014 la concentration exprimée en $\mu\text{mol/l}$. La concentration d'ammoniac NH_3 en mg/l peut être obtenue en multipliant par 0,017 la concentration en $\mu\text{mol/l}$. Pour avoir celle d'ammonium NH_4^+ en mg/l, il faut multiplier par 0,018 la concentration en $\mu\text{mol/l}$.

⑦ Mode opératoire

✧ Procédure générale

Prendre 50 ml $\pm$ 2,5 ml d'échantillon directement dans le flacon à réaction.

Ajouter 1,5 ml du réactif 1.

Boucher et agiter pour bien homogénéiser.

Ajouter sans attendre 1,5 ml du réactif 2.

Boucher et agiter de nouveau.

Placer immédiatement à l'abri de la lumière pendant 6 à 8 heures ou mieux toute une nuit à température ambiante.

Mesurer l'absorbance à 630 nm, la coloration reste stable plusieurs jours à l'abri de la lumière. Soit A_B cette mesure. Le blanc est fait avec de l'eau bidistillée à laquelle les réactifs ont été rajoutés.

✧ Etalonnage

La méthode utilisée est celle de "l'eau dopée", c'est à dire qu'à l'eau du lagon, pauvre en ammonium et de salinité connue, il faut ajouter une quantité connue d'ammonium.

La procédure est la suivante :

dans une fiole jaugée de 500 ml, introduire des volumes connus de la solution étalon secondaire complété avec l'eau de mer du lagon,

faire l'analyse de trois gammes étalon et de trois prélèvements d'eau de mer brute,

retrancher des mesures d'absorbance A_B la valeur obtenue avec l'eau de mer brute A_E et tracer la courbe d'étalonnage.

✧ Correction de l'influence de la salinité

Si une imprécision de $\pm 5 \%$ est tolérée sur le résultat, la correction de l'influence de la salinité pourra être négligée entre 25 ‰ et 40 ‰, si l'étalonnage est fait avec une eau à 30-35 ‰ (ce qui est le cas dans l'étude faite).

✧ Blancs

★ Blanc de turbidité

Il est donné par l'absorbance de l'eau de mer non traitée.

Il faut mesurer l'absorbance dans un échantillon de l'eau à analyser sans ajout de réactif. Cette mesure n'est nécessaire que si l'eau présente une turbidité apparente ou si les cuves utilisées sont de 10 cm de trajet optique. De plus, la décantation qui se produit lors du développement de la coloration rend cette mesure inutile.

★ Blanc des réactifs

Le blanc permet de faire le zéro du spectrophotomètre.

Il se fait grâce à de l'eau fraîchement bidistillée non stockée. Cette eau subit exactement le même protocole que les échantillons.

La coloration jaune pâle qui se développe dans l'eau bidistillée ne gêne en rien la mesure.

⑧ Calcul, expression des résultats

✧ La courbe étalon

A partir des absorbances mesurées et des concentrations connues des étalons, la droite de régression peut être calculée.

Soit : A_B l'absorbance mesurée pour l'étalon traité (eau de mer dopée),

A_E l'absorbance mesurée pour l'eau de mer non dopée,

A_C l'absorbance corrigée,

$[N - NH_{3,4}]$ la concentration en ammonium en mg/l,

P la pente de la courbe,

C le terme constant (négligeable, s'il est petit devant les autres termes),

r le coefficient de régression.

$$\text{Alors } A_C = A_B - A_E$$

La droite de régression est : $[N - NH_{3,4}] = P \times A_C + C$

✧ Les échantillons

Soit : A_B l'absorbance mesurée pour l'échantillon traité,

$[N - NH_{3,4}]$ la concentration en ammonium en mg/l.

La concentration en azote ammoniacal en mg/l est donnée par la droite de régression calculée précédemment :

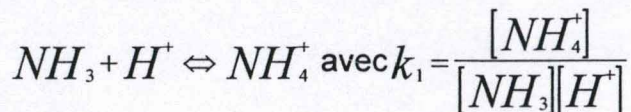
$$[N - NH_{3,4}] = P \times A_B + C$$

Tableau 8 : pourcentage d'ammoniac non ionisé NH_3 par rapport à l'azote total $[NH_3 + NH_4^+]$ en fonction de la température, de la salinité et du pH
(Aminot A., Chaussepied M., 1983).

S = 30 ‰						
	pH					
t °C	6.5	7	7.5	8	8.5	9
16	0.088	0.278	0.874	2.71	8.11	21.8
18	0.103	0.326	1.02	3.16	9.36	24.6
20	0.121	0.380	1.19	3.68	10.8	27.6
22	0.141	0.443	1.39	4.26	12.3	30.8
24	0.164	0.515	1.61	4.93	14.1	34.1
26	0.190	0.598	1.87	5.68	16.0	37.6
28	0.220	0.693	2.16	6.52	18.1	41.1
30	0.254	0.800	2.49	7.47	20.3	44.7
S = 35 ‰						
	pH					
t °C	6.5	7	7.5	8	8.5	9
16	0.087	0.275	0.863	2.69	8.01	21.6
18	0.102	0.321	1.01	3.12	9.25	24.4
20	0.119	0.375	1.18	3.63	10.6	27.4
22	0.139	0.438	1.37	4.21	12.2	30.5
24	0.161	0.509	1.59	4.86	13.9	33.8
26	0.187	0.590	1.84	5.61	15.8	37.3
28	0.217	0.684	2.13	6.44	17.9	40.8
30	0.251	0.790	2.46	7.38	20.1	44.3
S = 40 ‰						
	pH					
t °C	6.5	7	7.5	8	8.5	9
16	0.086	0.271	0.852	2.65	7.91	21.4
18	0.101	0.317	0.997	3.08	9.14	24.1
20	0.117	0.371	1.16	3.59	10.5	27.1
22	0.137	0.432	1.35	4.16	12.1	30.3
24	0.159	0.502	1.57	4.81	13.8	33.5
26	0.185	0.583	1.82	5.54	15.6	37.0
28	0.214	0.675	2.10	6.36	17.7	40.5
30	0.248	0.780	2.43	7.29	19.9	44.0

⑨ Proportion de NH_3/NH_4^+ en fonction du pH, de la température et de la salinité

L'ammoniac NH_3 et l'ammonium NH_4^+ sont liés en solution par l'équilibre :



Johansson et Wedborg ont établi la relation entre k_1 , la salinité S et la température absolue T ($T(K)=t(^{\circ}C)+273,15$) :

$$\log k_1 = -0,467 + 0,00113 \times S + 2887,9 \times T^{-1}$$

Le pourcentage d'ammoniac par rapport à l'azote ammoniacal total est :

$$\% NH_3 = \frac{[NH_3]}{[NH_4^+] + [NH_3]} \times 100$$

Après transformation de cette expression :

$$\% NH_3 = \frac{100}{1 + \exp_{10}(\log k_1 - pH)}$$

Le tableau 8 (page précédente) donne des valeurs du pourcentage de NH_3 ($\% NH_3$) calculées par cette méthode.

Le calcul de la concentration en NH_3 s'effectue selon :

$$[NH_3] = \frac{\% NH_3}{100} \times [NH_4^+ + NH_3]$$

d - Dosage des nitreux

Dans le cycle de l'azote, les ions nitrites NO_2^- sont des intermédiaires relativement fugaces entre l'azote ammoniacal et les ions nitrates NO_3^- . Les concentrations généralement trouvées naturelles vont de zéro à quelques micromoles par litre.

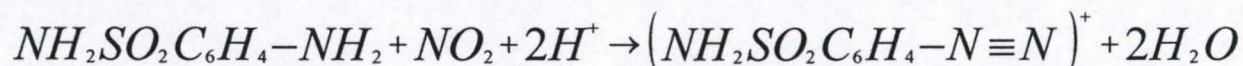
Dans les eaux océaniques, les teneurs en nitrite sont très faibles (inférieures à $0,1 \mu\text{mol l}^{-1}$). En eaux côtières elles sont d'environ $0,5$ à $1 \mu\text{mol l}^{-1}$ en hiver et peuvent chuter à moins de $0,01 \mu\text{mol l}^{-1}$ en été, suivant le cycle d'utilisation de l'azote par le phytoplancton.

Dans les eaux à faible teneur en oxygène, la réduction des ions nitrate peut entraîner des concentrations en nitrite supérieures à $5 \mu\text{mol l}^{-1}$. C'est la richesse en matière organique qui est souvent à l'origine de ce phénomène (excrétion directe ou oxydation des composés azotés excrétés).

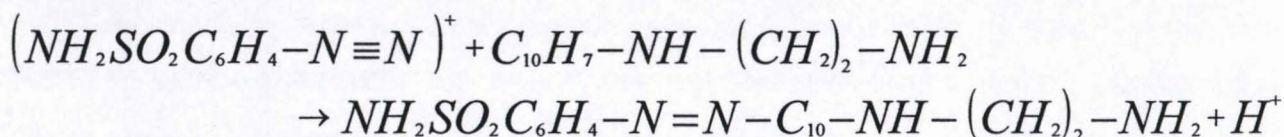
① Principe de la méthode

La méthode décrite est fondée sur la réaction de Griesset appliquée à l'eau de mer par Bendschneider et Robinson (1952).

Les ions nitrites forment un diazoïque avec la sulfanilamide en milieu acide ($\text{pH} < 2$) selon la réaction :



Puis le diazoïque réagit avec le N-naphtyl-éthylènediamine pour former le colorant :



Ce colorant rose absorbe à 543 nm.

② Domaine d'application

✧ Gamme de concentrations

La loi de Beer est suivie pour des concentrations allant de 0,01 à 20 $\mu\text{mol l}^{-1}$.

Pour des concentrations très supérieures à 20 $\mu\text{mol l}^{-1}$, la coloration devient instable par précipitation du colorant azoïque, il est donc conseillé de diluer l'échantillon à l'eau bidistillée.

✧ Précision

Koroleff et Palmork (1972) rapportent les écarts suivants :

- au niveau 0,2 $\mu\text{mol l}^{-1}$: $\pm 5 \%$ soit $\pm 0,01 \mu\text{mol l}^{-1}$,
- au niveau 0,9 $\mu\text{mol l}^{-1}$: $\pm 2,5 \%$ soit $\pm 0,02 \mu\text{mol l}^{-1}$,
- au niveau 1,8 $\mu\text{mol l}^{-1}$: $\pm 2,5 \%$ soit $\pm 0,04 \mu\text{mol l}^{-1}$.

✧ Limites de détection

La quantité la plus faible détectable est d'environ 0,01 $\mu\text{mol l}^{-1}$. En cuve de 10 cm de trajet optique cela correspond à une absorbance de 0,005 environ.

✧ Interférences

La réaction est considérée comme rigoureusement spécifique des ions NO_2^- . Des interférences peuvent toutefois être constatées avec les amines aromatiques, le cuivre

au-dessus de 0,5 mg/l, l'ion iodure au-dessus de 0,1 mg/l et les sulfures qui ne se retrouvent pas normalement en présence de nitrite dans les eaux.

La méthode n'est pas affectée de façon appréciable par les variations de salinité jusqu'à 5 $\mu\text{mol l}^{-1}$. Un léger effet du sel est à noter au-dessus de cette concentration :

2 % au niveau 10 $\mu\text{mol l}^{-1}$,

5 % au niveau 20 $\mu\text{mol l}^{-1}$.

Aucune interférence n'est entrée en compte dans l'étude effectuée à la SBA.

③ Prélèvement et échantillonnage

Les flacons utilisés étaient en verre et de contenance 100 ml. Un repère a été fait au niveau 50 ml.

Ces flacons ont été plusieurs fois rincés avec l'eau à analyser qui a été préalablement filtrée.

④ Conservation

Les échantillons, placés au froid et à l'abri de la lumière, doivent être analysés dans les 5 heures suivant leur prélèvement, sinon ils doivent être congelés immédiatement.

Dans le cadre de cette étude de la qualité des eaux de la ferme Corail, les échantillons servant au dosage des ions nitrites ont été congelés immédiatement. Le dosage et la lecture de l'absorbance ont été fait le lendemain matin.

⑤ Appareillage

Le spectrophotomètre dispose d'un filtre ayant un maximum de transmission à environ 540 nm.

Les cuves utilisées étaient de marque HELLMA en verre optique et de trajet optique de 1 cm.

⑥ Réactifs

✧ Réactif 1 : solution de sulfanilamide

Pour 500 ml de réactif :

diluer 50 ml d'acide chlorhydrique concentré ($d=1,18$) dans environ 300 ml d'eau bidistillée,

dissoudre 5 g de sulfanilamide dans cette solution et compléter à 500 ml dans une fiole jaugée de 500 ml.

Cette solution est stable indéfiniment.

✧ Réactif 2 : solution de N-naphtyl-éthylènediamine

Dans 500 ml d'eau bidistillée, dissoudre 0,5 g de dichlorhydrate de N-(1-naphtyl)-éthylènediamine.

Il faut conserver cette solution au froid et à l'abri de la lumière. Elle doit être renouvelée tous les mois ou dès qu'une coloration brune se développe.

✧ Solution étalon primaire de nitrite

Composé utilisé : nitrite de sodium anhydre $NaNO_2$.

Poids moléculaire : 69 g/mol.

Poids pesé : 0,3474 g complété à 1 000 ml d'eau bidistillée.

Concentration : 5,035 mmol/l.

$$c = \frac{0,3474}{69} = 0,005035 \text{ mol/l}$$

Cette solution est stable 1 à 2 mois au réfrigérateur et à l'abri de la lumière.

✧ Solution étalon secondaire de nitrite

Diluer 100 fois la solution étalon primaire dans de l'eau bidistillée.

Concentration : $50,35 \times 10^{-3}$ mmol/l.

$$c = \frac{5,035}{100} = 50,35 \times 10^{-3} \text{ mmol/l}$$

Cette solution ne se conserve que quelques heures.

C'est à partir de cette solution secondaire que sera préparée la gamme étalon.

Pour avoir la concentration d'azote nitrate mg/l, il suffit de multiplier par 0,046 la valeur de la concentration de l'azote nitreux exprimée en $\mu\text{mol/l}$.

⑦ Mode opératoire

✧ Procédure générale

La température de l'échantillon doit être comprise entre 15 et 25 °C.

Prendre $50 \text{ ml} \pm 1 \text{ ml}$ d'échantillon directement dans le flacon à réaction. Le volume de $50 \text{ ml} \pm 1 \text{ ml}$ fixé pour le dosage n'est pas absolument critique : l'addition des réactifs provoque une légère dilution de l'échantillon. Le volume de réactifs restant faible par rapport au volume d'échantillon (4 %), une variation de $\pm 5 \text{ ml}$ du volume d'échantillon n'entraîne pas une erreur supérieure à $\pm 0,8 \%$ sur le résultat.

Ajouter 1,0 ml du réactif 1 et agiter.

Laisser reposer de 2 à 8 minutes.

Ajouter sans attendre 1,0 ml du réactif 2 et mélanger.

Attendre au moins 10 minutes mais pas plus de 2 heures.

Mesurer l'absorbance à 543 nm, soit A_B cette mesure. Le blanc est fait avec de l'eau bidistillée à laquelle les réactifs ont été rajoutés.

✧ Etalonnage

La procédure est la suivante :

 dans une fiole jaugée de 500 ml, introduire des volumes connus de la solution étalon secondaire complétée avec l'eau bidistillée,
 faire l'analyse de trois gammes étalon,
 mesurer d'absorbance A_B et tracer la courbe d'étalonnage.

✧ Blancs

★ Blanc de turbidité

Il est donné par l'absorbance de l'eau de mer non traitée par rapport à l'eau distillée.

Il est inutile d'effectuer cette mesure dans le cadre de l'étude.

★ Blanc des réactifs

Le blanc permet de faire le zéro du spectrophotomètre.

Il se fait grâce à de l'eau fraîchement bidistillée non stockée. Cette eau subit exactement le même protocole que les échantillons.

⑧ Calcul, expression des résultats

✧ La courbe étalon

A partir des absorbances mesurées et des concentrations connues des étalons, la droite de régression peut être calculée.

Soit : A_B l'absorbance mesurée pour l'étalon traité,

$[NO_2^-]$ la concentration de nitrite en mg/l,

P la pente de la courbe,

C le terme constant (s'il est petit devant les autres termes, il peut être négligé),

r le coefficient de régression.

Alors la droite de régression est :

$$[NO_2^-] = P \times A_B + C$$

✧ Les échantillons

Soit : A_B l'absorbance mesurée pour l'échantillon traité,

$[NO_2^-]$ la concentration de nitrite en mg/l.

La concentration en nitrite en mg/l est donnée par la droite de régression calculée précédemment :

$$[NO_2^-] = P \times A_B + C$$

e - Dosage de l'azote nitrique

Le dosage des ions nitrates NO_3^- suivant une méthode classique (réduction sur colonne au cadmium par exemple) n'a pu être faite par manque de temps et de matériel.

Une méthode d'analyse pour les eaux douces adaptée à la méthode des "eaux dopées" a été employée pour doser les ions nitrates. C'est à dire qu'à l'eau du lagon, une quantité connue de nitrate a été ajoutée. Ainsi, l'étalon secondaire et les dilutions ont été préparés avec l'eau du lagon. L'interférence due à l'ion chlorure a été la même pour chaque échantillon. Cela a permis de ne pas la prendre en compte.

① Principe de la méthode

En présence de salicylate de sodium, les nitrates donnent du paranitrosalicylate de sodium, coloré en jaune et susceptible d'être dosé par colorimétrie.

② Domaine d'application

✧ Gamme de concentrations

La loi de Beer est suivie pour des concentrations allant de 0 à 10 mg/l.

✧ Précision

La précision pour une concentration de 1 mg/l est de 3 %.

✧ Interférences

Il existe une interférence avec la salinité pour des concentrations de Cl^- supérieures à 200 mg/l. Si c'est le cas, il faut traiter préalablement une quantité aliquote par une solution de sulfate d'argent 0,025 n, exempte de nitrates (sulfate d'argent : dissoudre 3,898 g dans 1 l d'eau bidistillée). Il faut séparer le précipité par filtration, le laver à l'eau bidistillée et pratiquer le dosage sur le filtrat ; il faut également tenir compte de la dilution pour le calcul des résultats. Cette opération, pour des raisons de disponibilité de matériel et de temps, n'a pu être faite dans le cadre de l'étude entreprise. C'est la raison pour laquelle les résultats obtenus doivent être pris en compte avec retenue.

Le fer interfère au-delà de 5 mg/l.

Les nitrites au-dessus de 2 mg/l sont dosés avec les nitrates. Dans ce cas, avant l'évaporation à sec, ajouter 0,05 g de sulfamate d'ammonium.

③ Prélèvement et échantillonnage

Les flacons utilisés étaient en verre et de contenance 100 ml. Un repère a été fait au niveau 10 ml.

Ils ont été plusieurs fois rincés avec l'eau à analyser préalablement filtrée.

④ Conservation

Les échantillons doivent être congelés immédiatement.

Dans le cadre de cette étude de la qualité des eaux de la ferme Corail, les échantillons servant au dosage des ions nitrites ont été congelés immédiatement. Le dosage et la lecture de l'absorbance ont été faits le même jour pour l'ensemble des échantillons.

⑤ Appareillage

Le spectrophotomètre dispose d'un filtre ayant un maximum de transmission à environ 420 nm.

Les cuves utilisées étaient de marque HELLMA en verre optique et de trajet optique de 1 cm.

⑥ Réactifs

✧ Solution de salycate de sodium à 5 %

Dissoudre 50 g de salycate de sodium dans 1 l d'eau bidistillée.

Cette solution est à renouveler toutes les 24 heures.

✧ Acide sulfurique concentré (densité = 1,84)

La solution est livrée prête à l'emploi.

✧ Solution d'hydroxyde de sodium et de tartrate double de sodium et de potassium

Dans 1 000 ml d'eau bidistillée, dissoudre :

400 g d'hydroxyde de sodium,

60 g de tartrate double de sodium et de potassium.

Il faut conserver cette solution dans un flacon de polyéthylène.

✧ Solution étalon primaire de nitrate

Composé utilisé : nitrate de potassium anhydre KNO_3 .

Poids moléculaire : 101,11 g/mol.

Poids pesé : 0,722 g complété à 1 000 ml d'eau bidistillée.

Concentration : 0,1 g/l.

✧ Solution étalon secondaire de nitrate

Diluer 20 fois la solution étalon primaire dans l'eau de mer du lagon.

Concentration : 0,05 g/l.

$$c = \frac{0,1}{20} = 0,05 \text{ g/l}$$

C'est à partir de cette solution secondaire que la gamme étalon est préparée.

⑦ Mode opératoire

✧ Procédure générale

★ Traitement des étalons

Prendre 10 ml d'étalon directement dans le flacon à réaction.

Ajouter 1 ml salycate de sodium.

Evaporer à sec dans une étuve portée à 75-80 °C (ou au bain-marie).

Laisser refroidir.

Reprendre le résidu avec 2 ml d'acide sulfurique en ayant soin de l'humecter complètement.

Attendre 10 minutes.

Ajouter 15 ml d'eau bidistillée.

Ajouter 15 ml d'hydroxyde de sodium et de tartrate double de sodium et de potassium.

Mesurer l'absorbance à 415 nm, soit A_C cette mesure.

★ Traitement des échantillons

Prendre 10 ml d'échantillon directement dans le flacon à réaction. Opérer une dilution pour des teneurs supérieures à 10 mg/l.

Alcaliniser faiblement avec la solution d'hydroxyde de sodium.

Ajouter 1 ml salycate de sodium.

Evaporer à sec dans une étuve portée à 75-80 °C (ou au bain-marie).

Laisser refroidir.

Reprendre le résidu avec 2 ml d'acide sulfurique en ayant soin de l'humecter complètement.

Attendre 10 minutes.

Ajouter 15 ml d'eau bidistillée.

Ajouter 15 ml d'hydroxyde de sodium et de tartrate double de sodium et de potassium.

Mesurer l'absorbance à 415 nm, soit A_B cette mesure. Le blanc sera fait avec de l'eau bidistillée qui a subi le même protocole que les échantillons.

✧ Etalonnage

La procédure est la suivante : dans un flacon de 100 ml introduire successivement les solutions comme indiquées dans le tableau ci-après.

Tableau 9 : récapitulatif de la gamme étalon.

Volume étalon secondaire (ml)	Volume d'eau bidistillée (ml)	Concentration en azote nitrique (mg/l)	Concentration en nitrate (mg/l)
0	10	0	0
1	9	0.5	2,215
2	8	1	4,43
5	5	2,5	11,075
10	0	5	22,15

Faire l'analyse de trois gammes étalons.

Mesurer d'absorbance A_B et tracer la courbe d'étalonnage à partir de la moyenne des trois gammes étalons.

✧ Blancs

★ Blanc de turbidité

Il est donné par l'absorbance de l'eau de mer non traitée par rapport à l'eau distillée.

Il a été inutile d'effectuer cette mesure dans le cadre de l'étude.

★ Blanc des réactifs

Le blanc permet de faire le zéro du spectrophotomètre.

Il se fait grâce à de l'eau fraîchement bidistillée non stockée. Cette eau subit exactement le même protocole que les échantillons.

⑧ Calcul, expression des résultats

✧ La courbe étalon

A partir des absorbances mesurées et des concentrations connues des étalons, la droite de régression peut être calculée.

Soit : A_B l'absorbance mesurée pour l'étalon traité (eau de mer dopée),

A_E l'absorbance mesurée pour l'eau de mer non dopée qui quantifie l'interférence due au sel,

A_C l'absorbance corrigée,

[NITRATE] la concentration en azote nitrique en mg/l,

$[NO_3^-]$ la concentration en nitrate en mg/l,

P la pente de la courbe,

C le terme constant (s'il est petit devant les autres termes, il peut être négligé),

r le coefficient de régression.

$$\text{Alors } A_C = A_B - A_E$$

Pour obtenir la teneur en nitrate, il suffit de multiplier la teneur en azote nitrique (en mg/l) par 4,43.

$$[NO_3^-] = [NITRATE] \times 4,43$$

$$\text{La droite de régression est : } [NO_3^-] = P \times A_C + C$$

✧ Les échantillons

Soit : A_B l'absorbance mesurée pour l'échantillon traité,

A_E l'absorbance mesurée pour l'eau de mer non dopée dans la courbe étalon qui quantifie l'interférence due au sel,

$$\text{Alors } A_C = A_B - A_E$$

$[NO_3^-]$ la concentration en nitrate en mg/l,

la concentration en azote nitrique en mg/l est donnée par la droite de régression calculée précédemment :

$$[NO_3^-] = P \times A_C + C$$

2 - Les tests alimentaires

a - Protocole des tests alimentaires

Le but de l'étude menée a été de connaître les performances de croissance des tilapias *Oreochromis mossambicus* en fonction de quatre aliments.

Les quatre aliments testés ont été :

A 20 G fabriqué par Urcoopa,
Aqualife 17 n°4 fabriqué par Biomar,
Aqualife 14 n°3 et n°4 fabriqué par Biomar,
Aqualife 13 n°4 fabriqué par Biomar.

Le numéro qui suit le type d'aliment Aqualife permet de connaître la taille du granulé. L'Aqualife 14 n°4 étaient de trop gros diamètre pour être donné aux poissons des bacs de 2 m³. C'est donc du n°3 qui leur a été distribué.

Les aliments Biomar ont été élaborés en Métropole, à Nersac en Charente, et les aliments Urcoopa à St Paul à la Réunion.

A la Ferme Corail, les poissons sont destinés à la consommation, et introduits dans les bassins de 40 m³ pour le grossissement à l'âge de 6 mois et un poids de 70 grammes.

Deux protocoles ont été mis en place. Le premier, nommé PA1, a concerné les poissons élevés en association avec les tortues vertes *Chelonia mydas*, alors que le deuxième, nommé PA2, a concerné des poissons élevés seuls.

① Les protocoles PA1 et PA2

✧ Le protocole PA1

Ce premier protocole a concerné des tilapias *Oreochromis mossambicus* élevés en association avec des tortues de mer *Chelonia mydas* dans des bassins de 40 m³. Il a permis de connaître les performances des quatre aliments lorsque l'élevage est fertilisé.

Cette expérimentation s'est déroulée du 10 juin 1996 au 12 septembre 1996.

✧ Le protocole PA2

Le deuxième protocole, noté PA2, a concerné des tilapias, *Oreochromis mossambicus*, élevés seuls dans des bassins de 2 m³.

Cette expérimentation s'est déroulée du 5 juillet 1996 au 11 septembre 1996.

Lorsqu'un tilapia est mort dans un bac de ce protocole PA2, il a été remplacé par un poisson du bac PR dont l'aliment était un mélange ¼ de chaque aliment du test.

② Répartition des animaux et des aliments par bassin

Tableau 10 : répartition des aliments en fonction des bassins.

bassin	nombre de poissons	aliment
G17-1	1800	Aqualife 17
G17-2	2200	Aqualife 17
G14-1	1700	Aqualife 14
G14-2	1500	Aqualife 14
G13-1	2200	Aqualife 13
G13-2	1700	Aqualife 13
G20-1	1100	A 20 G
G20-2	1300	A 20 G
P17-1	100	Aqualife 17
P17-2	100	Aqualife 17
P14-1	100	Aqualife 14
P14-2	100	Aqualife 13
P20-1	100	A 20 G
P20-2	100	A 20 G
PR	100	mélange ¼ de chaque aliment

③ La distribution de l'aliment poisson

✧ Mode de distribution

A la Ferme Corail, il n'y avait pas de distributeur automatique d'aliment. C'était donc au personnel de l'exploitation d'effectuer cette tâche.

Il aurait été préférable de distribuer des quantités limitées de nourriture. Mais, les contraintes, liées à une exploitation commerciale des poissons, n'ont pas permis de mettre en place ce type de distribution de l'aliment.

Ainsi, l'aliment a été distribué *ad libitum* ("à volonté"). C'est à dire que les poissons ont reçu de la nourriture jusqu'à ce qu'ils n'aient plus faim. La notion d'"avoir faim" est subjective et personnelle. Suivant la personne qui a servi les repas, la quantité d'aliment n'a donc pas été la même.

L'aliment a été jeté dans le bassin par petites poignées à l'endroit où les tilapias se situaient.

Le sens de distribution des bacs a été le suivant (figure 1, page 20) :

bac 1 (P17-1), bac 2 (P14-1), bac 4 (P13-1), bac 5 (P20-1), bac 9 (PR), bac 10 (P17-2), bac 14 (P14-2), bac 18 (P13-2), bac 19 (P20-2), bac 401 (G17-1), bac 402 (G17-2), bac 403 (G13-1), bac 405 (G14-1), bac 406 (G13-2), bac 408 (G20-1), bac 409 (G20-2), bac 410 (G14-2).

✧ Rations

Des sacs en plastique de 10 kg et de 500 g, dans lesquels la nourriture a été mise, ont été affectés respectivement aux bassins de 40 m³ et de 2 m³.

Afin qu'aucune confusion ne soit possible, sur chaque sac a été reporté le numéro du bassin auquel il a été affecté.

Tous les matins une quantité d'aliment a été pesée et a été mise au bord du bassin dans le sac correspondant. Après distribution des repas, le reste de l'aliment a été pesé. La différence entre les deux pesées a permis de connaître la quantité d'aliment distribuée dans la journée et dans chaque bassin.

Les aliments dans les bacs de 40 m³ ont été pesés grâce à une balance industrielle ayant une précision de ± 50 g et un poids maximum de pesée de 50 kg.

Les aliments dans les bacs de 2 m³ ont été pesés grâce à une balance pour lettres postales ayant une précision de ± 1 g et un poids maximum de pesée de 2 kg.

Ce sont les tables de rationnement indiquées dans les tableaux 3, 4 et 5 (page 28 à 30) qui ont servi à établir le poids d'aliment à mettre dans les sacs le matin. Les chiffres signalés dans ces tables sont le pourcentage d'aliment qu'il faut donner par jour par rapport au poids du poisson.

Ces tables sont établies en fonction de la température de l'eau et du poids de l'animal. La température prise en compte a été la moyenne des températures du soir à la sortie des bacs entre deux pêches. Le poids utilisé pour le calcul des rations a été le poids moyen des tilapias lors des pêches.

✧ Heures de distribution des repas

Pour les deux protocoles les heures des repas ont été les mêmes :

9 heure, petit repas constitué d'une ou deux poignées d'aliment pour les bassins de 40 m³, et de quelques granulés pour les bacs de 2 m³,

11 heure, 13 heure et 15 heure, repas où la nourriture a été distribuée *ad libitum*.

✧ Jours de distribution des repas

Les animaux ont été nourris tous les jours, sauf les jours de traitements préventifs réalisées tous les dix jours (les lundis et jeudis en alternance une semaine sur deux).

④ La distribution de l'aliment tortue

✧ Mode de distribution

A la Ferme Corail, les repas des tortues ont été distribués manuellement par le personnel de l'exploitation car il n'y avait pas de distributeur automatique.

A chaque repas, l'ensemble du sac, contenant la demi ration journalière, a été reparti dans l'ensemble du bassin. Les granulés tortues (Aqualife 14.90) flottent contrairement aux granulés poissons.

✧ Rations

Les rations des tortues ont été élaborées par Stéphane Ciccione.

Tous les jours, les rations ont été pesées. Cette ration journalière a été divisée en deux. Chacune des moitiés, mises dans deux sacs en plastique, a été distribuée lors des deux repas.

Stéphane Ciccione a estimé que 15 % de la ration journalière des tortues a été mangée par les tilapias.

Les aliments ont été pesés grâce à une balance industrielle ayant une précision de ± 50 g et un poids maximum de 50 kg.

✧ Heures de distribution des repas

Pour tous les bassins, deux repas ont été distribués de la même façon et à la même heure :

12 heure,
16 heure.

✧ Jours de distribution des repas

Les animaux ont été nourris tous les jours, même les jours de traitements préventifs des poissons faits tous les dix jours.

⑤ Les traitements

✧ Les traitements préventifs

Ils ont été faits tous les dix jours.

Dans les bassins de 40 m³, il a été introduit 2,5 litres de formol, et l'arrivée d'eau a été coupée pendant deux heures.

Dans les bassins de 2 m³, il a été introduit 0,25 litre de formol, et l'arrivée d'eau a été coupée pendant 20 minutes. Ces mêmes jours, avant de traiter, les bacs ont été nettoyés pour éliminer les algues poussant sur les parois. Ce travail de nettoyage n'a pas été effectué pendant la durée des analyses de l'eau.

✧ Les traitements curatifs

Ils n'ont été faits que lorsqu'une pathologie s'est déclenchée dans des bassins.

Dans ce cas précis, en plus du formol, du vert de malachite a été ajouté.

Ce traitement a été recommencé trois à quatre jours de suite suivant la gravité de la maladie des poissons.

⑥ La pesée des animaux

✧ Le protocole PA1

Le problème de ce protocole a été d'acquiescer le "coup de main" pour faire les pêches dans les bacs de 40 m³ où il y avait des tortues. En effet, la probabilité de pêcher une tortue, au vu de sa taille, est nettement plus importante que celle de capturer des poissons.

Le premier et dernier jour de l'expérimentation une pesée a été faite dans chaque bac. L'échantillon a été important ces jours là. Il a représenté 10 % du nombre total des individus dans chaque bac.

Les poissons étant plus de 600 dans chaque bassin, pour des raisons techniques, une pêche de 5 % des individus a été faite pour calculer les poids moyens les jours de traitements.

Les jours des traitements, qui ont eu lieu tous les dix jours, ont été mis à profit, lorsque cela était possible, pour faire les pêches. En effet, l'eau ayant été coupée, l'agilité des poissons a été réduite, ce qui a facilité la pêche. Mais seuls les tilapias qui étaient dans les coins ou le long des parois ont été pêchés. Ainsi, il est arrivé que les plus petits soient pêchés. L'échantillon étant plus faible pour ces pesées intermédiaires, il est apparu des pesées plus faibles qui n'ont pas été dues à une baisse de poids des poissons.

Les poissons dans les bacs de 40 m³ ont été pesés grâce à une balance industrielle ayant une précision de ± 50 g et un poids maximum de 50 kg.

✧ Le protocole PA2

Le premier et dernier jour de l'expérimentation une pesée individuelle de tous les tilapias a été faite dans chaque bac.

Les jours de traitement, le nombre des poissons étant de 100 individus par bac, un échantillon d'au moins 40 % des individus a été pesé.

Les jours de traitements ont été mis à profit pour nettoyer les bacs.

Les poissons dans les bacs de 2 m³ ont été pesés grâce à une balance pour lettres postales ayant une précision de ± 1 g et un poids maximum de 2 kg.

b - Paramètres des tests alimentaires mesurés ou calculés

① Mesures et calculs des données journalières

La température a permis de calculer la ration optimum à distribuer. La teneur et saturation en oxygène ont permis d'évaluer la consommation en oxygène pour prévenir les risques de détresse respiratoire.

Les paramètres mesurés quotidiennement et lors des pesées sont les suivants :

- ✧ la température entrée matin, soir : température de l'eau à la sortie de la pompe à eau le matin et le soir,
- ✧ la température sortie matin, soir : température de l'eau à la sortie du bassin le matin et le soir,
- ✧ la teneur en oxygène O₂ entrée matin, soir : teneur en oxygène (mg/l) de l'eau à la sortie de la pompe à eau le matin et le soir,
- ✧ la teneur en oxygène O₂ sortie matin, soir : teneur en oxygène (mg/l) de l'eau à la sortie du bassin le matin et le soir,
- ✧ la saturation à l'oxygène entrée matin, soir : saturation de l'eau en oxygène (%) à la sortie de la pompe à eau le matin et le soir,
- ✧ la saturation à l'oxygène sortie matin, soir : saturation de l'eau en oxygène (%) à la sortie du bassin le matin et le soir,
- ✧ la ration optimum : pourcentage d'aliment qu'il a fallu donner quotidiennement aux poissons par rapport à leur poids corporel. Elle est donnée par les tables 3, 4 et 5 en fonction de la température et du poids moyen des poissons,
- ✧ la ration totale : ration d'aliment total qu'il a fallu apporter aux poissons quotidiennement selon les tables 3, 4 et 5 (page 28 à 30),

$$\text{ration totale} = \text{ration optimum} \times \text{poids total de poissons présents dans le bac}$$

- ✧ l'aliment poisson distribué pesé : aliment poisson pesé tous les matins,
- ✧ l'aliment poisson distribué restant : aliment restant après le dernier repas et qui n'a pas été distribué,
- ✧ l'aliment poisson total distribué : aliment donné aux poissons pendant la journée,

$$\text{Aliment poisson total distribué} = \text{aliment poisson pesé} - \text{aliment poisson restant}$$

- ✧ l'aliment tortue distribué : aliment (Aqualife 14.90) distribué par jours aux tortues,

✧ l'aliment tortue distribué 15 % total : chaque jour 15 % de l'aliment tortue ont été estimés être mangés par les poissons,

$$\text{aliment tortue distribue 15 \% total} = \text{aliment tortue distribue} \times \frac{15}{100}$$

✧ l'aliment total distribué par jour : somme de l'aliment poisson et 15 % de l'aliment tortue distribué quotidiennement,

$$\text{Aliment total distribué} = \text{aliment poisson total distribué} + \text{aliment tortue distribué 15 \% total}$$

✧ l'aliment distribué entre 2 pesées, total : poids d'aliment poisson et 15 % d'aliment tortue distribué entre 2 pesées des poissons,

✧ l'aliment distribué entre 2 pesées, poisson : poids d'aliment poisson distribué entre 2 pesées des poissons,

✧ le nombre pêché : nombre de poissons pêchés lors d'une pesée,

✧ le nombre total : nombre total de poissons présents dans le bac,

✧ le poids pêché : poids de l'ensemble des poissons pêchés lors de la même pesée,

✧ le poids moyen : poids moyen d'un poisson,

$$\text{poids moyen} = \frac{\text{poids pêché}}{\text{nombre pêché}}$$

✧ le poids total : poids de l'ensemble des poissons du bac,

$$\text{poids total} = \text{poids moyen} \times \text{nombre total}$$

✧ la variation de poids entre 2 pesées : différence entre 2 poids moyens successifs,

✧ le gain poids total : gain de poids par jour, noté gj, que les poissons ont pris par jour entre 2 pesés,

$$\text{gain poids total} = \frac{\text{variation de poids entre 2 pesées}}{\text{nombre de jours entre 2 pesées}}$$

✧ le taux de conversion total : ou quotient nutritif, noté ci dessous Qnt, poids d'aliment (poisson et 15 % d'aliment tortue distribué) qu'il a fallu donner à un animal pour que son poids corporel augmente d'une même unité,

$$Qnt = \frac{\text{poids de l'aliment total distribué entre 2 pesées}}{\text{variation de poids entre 2 pesées} \times \text{nombre total de poissons dans le bac}}$$

✧ le taux de conversion poisson : noté ci dessous Qn, poids d'aliment qu'il a fallu donné à un animal pour que son poids corporel augmente d'une même unité,

$$Qn = \frac{\text{poids de l'aliment total distribué entre 2 pesées}}{\text{variation de poids entre 2 pesées} \times \text{nombre total de poissons dans le bac}}$$

② Calculs des tableaux récapitulatifs

Pour les tableaux récapitulatifs, les paramètres suivants ont été mesurés et calculés :

✧ l'aliment poisson total distribué : aliment poisson donné aux tilapias pendant toute l'expérimentation,

✧ l'aliment tortue distribué 15 % total : total des 15 % de l'aliment tortue qui ont été estimés être mangés par les poissons pendant toute l'expérimentation,

✧ l'aliment total distribué : somme de l'aliment poisson et 15 % de l'aliment tortue distribués pendant toute l'expérimentation,

$$\text{Aliment total distribué} = \text{aliment poisson total distribué} + \text{aliment tortue distribué 15 \% total}$$

✧ le ratio tortue : pourcentage qu'ont représenté les 15 % de l'aliment tortue estimé être mangé par les tilapias sur la totalité de l'aliment distribué pendant toute l'expérimentation,

$$\text{ratio tortue} = \frac{\text{aliment tortue distribué 15 \% total}}{\text{aliment total distribué}}$$

✧ la densité : nombre de poissons par m³,

$$\text{densite} = \frac{\text{nombre total de poissons dans le bac}}{\text{volume du bac}}$$

✧ le poids total jd : poids total des poissons dans le bac le premier jour de l'expérimentation,

✧ le poids total jf : poids total des poissons dans le bac le dernier jour de l'expérimentation,

✧ le poids moyen jd : poids moyen des poissons dans le bac le premier jour de l'expérimentation,

✧ le poids moyen jf : poids moyen des poissons dans le bac le dernier jour de l'expérimentation,

✧ la variation poids moyen : variation entre le premier et le dernier jour de l'expérimentation du poids moyen,

$$\text{variation poids moyen} = \text{poids moyen jf} - \text{poids moyen jd}$$

✧ la variation poids ratio tortue : variation entre le premier et le dernier jour de l'expérimentation du poids moyen des tilapias qui a été imputé à l'aliment tortue,

$$\text{variation poids ratio tortue} = \text{variation poids moyen} \times \text{ratio tortue}$$

✧ la variation poids poisson : variation entre le premier et le dernier jour de l'expérimentation du poids moyen des tilapias qui a été imputé à l'aliment poisson,

$$\text{variation poids poisson} = \text{variation poids moyen} - \text{variation poids ratio tortue}$$

✧ le gain poids total : gain de poids, noté gj, que les poissons ont pris par jour pendant l'expérimentation,

$$\text{gain poids total} = \frac{\text{variation de poids moyen}}{\text{nombre de jours de l'expérience}}$$

✧ le gain poids ratio tortue : gain poids que les poissons ont pris par jour pendant l'expérimentation et qui a été imputé à l'aliment tortue, (Aqualife 14.90),

$$\text{gain poids ratio tortue} = \text{gain poids total} \times \text{ratio tortue}$$

✧ le gain poids poisson : gain de poids que les poissons ont pris par jour pendant l'expérimentation et qui a été imputé à l'aliment poisson,

$$\text{gain poids poisson} = \text{gain poids total} - \text{gain poids ratio tortue}$$

✧ le taux de conversion total : ou quotient nutritif, noté ci-dessous Qnt, poids d'aliment (poisson et 15 % d'aliment tortue distribué) qu'il a fallu donné à un animal pour le faire grossir une unité de même poids pendant toute l'expérimentation,

$$Qnt = \frac{\text{poids de l'aliment total distribué}}{\text{variation de poids} \times \text{nombre total de poissons dans le bac}}$$

✧ le taux de conversion ratio tortue : ou quotient nutritif, part du quotient nutritif imputé aux 15 % de l'aliment tortue pendant toute l'expérimentation,

$$\text{taux conversion ratio tortue} = Qnt \times \text{ratio tortue}$$

✧ le taux de conversion poisson : noté ci-dessous Qn, poids d'aliment poisson qu'il a fallu donné à un tilapia pour le faire grossir une unité de même poids pendant toute l'expérimentation,

$$Qn = \frac{\text{poids de l'aliment poisson total distribué}}{\text{variation de poids} \times \text{nombre total de poissons dans le bac}}$$

✧ le taux de conversion estimé : noté ci-dessous Qne, estimation du taux de conversion imputé à l'aliment poisson lorsque les tilapias ont été trop nourris dans les bacs de 40 m³. Qn bac 2 m³ était le taux de conversion dans les bac de 2 m³ pour le même aliment,

$$Qne = Qn \text{ bac } 2m^3 - Qn \text{ bac } 2m^3 \times \text{ratio tortue}$$

c - Calcul des coûts de revient des tilapias *Oreochromis mossambicus* à la Ferme Corail

Les données suivantes ont été prises en compte dans cette étude :

- pv : poids de vente en grammes,
- pj : poids du juvénile au moment de sa mise en place dans le bassin de 40 m³ en grammes,
- pxj : prix du juvénile au moment de sa mise en place dans le bassin de 40 m³ en francs français par poisson,
- pxa : prix de l'aliment en francs français par kilo,
- n : nombre moyen de poissons dans le bassin (différence entre le nombre de juvéniles mis en bassin et le nombre total de poissons pêchés),
- cc : coût de commercialisation (publicité, livraison, ...) en francs français par poisson,
- ca : coût des amortissements (frais de construction, ...) par bassin en francs français par an,
- cs : coût salarial par bassin en francs français par an,
- cf : coût financier par bassin (emprunt, électricité, ...) en francs français par an.

① Le coût des charges fixes

Les charges fixes ont été représentées par les postes qui n'ont pas varié en fonction de l'aliment choisi. Donc elles n'ont été fonction ni du gain journalier, ni du quotient nutritif. De plus, le prix de revient du juvénile a été plus amorti lorsque le poids de vente augmente.

Les coûts de commercialisation et de publicité ont été donnés en francs français par kilo.

Les coûts des charges fixes ont été exprimé en francs français par kilo :

$$\text{coût fixe} = \text{cc} + \frac{\text{pxj} \times 1000}{\text{pv}}$$

② Le coût d'immobilisation des structures

Il a été fonction de l'aliment car il a varié suivant le temps d'occupation des bassins, en jours, et donc du gain journalier g_j . De plus, le nombre total d'individus est entré en ligne de compte.

Le temps d'occupation en jours a été égal à :

$$\text{temps d'occupation} = \frac{(pv - pj)}{g_j}$$

Le coût de l'immobilisation des structures a été exprimé en francs français par kilo :

$$\text{coût d'immobilisation} = \frac{(pv - pj) \times (ca + cs + cf) \times 0,37 \times 1000}{g_j \times pv \times 2000 \times 365}$$

Le coefficient de 0,37 a été introduit afin de tenir compte de la répartition des charges des bassins entre les tortues (63 %) et les poissons (37 %).

③ Le coût de l'aliment

Il a été fonction du poids de vente et du quotient nutritif Q_n . Il a été exprimé en francs français par kilo :

$$\text{coût de l'aliment} = \frac{Q_n \times p_{xa} \times (pv - pj)}{pv}$$

④ Le prix total de revient

Il a été fonction des paramètres explicités ci-dessus, et a été exprimé en francs français par kilo :

$$\text{prix total} = \text{coût fixe} + \text{coût d'immobilisation} + \text{coût de l'aliment}$$

PARTIE III

RESULTATS

I - LES ANALYSES D'EAU

Les résultats exprimés dans cette partie sont issus des dosages effectués entre le 19 août et le 1^{er} septembre 1996.

1 - Courbes étalons

A partir de la méthode d'analyse indiquée précédemment, toutes les courbes étalons permettant d'obtenir les concentrations en sels nutritifs en mg/l présentes dans l'eau, ont été récapitulées dans les tableaux suivants.

Toutes les valeurs de DO (densité optique) ont été données alors que les DO des blancs de réactifs (eau distillée contenant les réactifs et subissant le protocole d'analyse) étaient déjà soustraites.

a - Les phosphates

Tableau 9 : récapitulatif de la gamme étalon des phosphates.

solution	concentration ($\mu\text{mol/l}$)	concentration phosphate (mg/l)	DO moyenne	DO étalon					
				1	2	3	4	5	6
primaire	$4,997 \cdot 10^{-3}$								
secondaire	$0,04997 \cdot 10^{-3}$								
dilution 1/500	0,0999	$9,4943 \cdot 10^{-3}$	0,008	0,006	0,007	0,008	0,008	0,009	0,010
dilution 5/500	0,4997	$4,7471 \cdot 10^{-2}$	0,038	0,035	0,037	0,038	0,038	0,040	0,040
dilution 10/500	0,9994	$9,4943 \cdot 10^{-2}$	0,075	0,073	0,074	0,074	0,076	0,076	0,077
dilution 20/500	1,9988	$18,9886 \cdot 10^{-2}$	0,155	0,153	0,153	0,154	0,156	0,156	0,158

La droite d'équation de la droite de régression permettant de déduire la quantité de phosphate PO_4^{3-} en mg/l est :

$$[PO_4^{3-}] = 1,22578 \times A_B + 0,0008$$

Le coefficient de régression est : $r = 0,999$

b - L'ammoniac

Afin de connaître la DO inhérente à l'ajout d'ammoniac dans l'eau de mer dite "dopée", il a fallu retirer à chaque valeur de DO des étalons, la valeur de DO de l'eau non dopée : cette valeur était de 0,041. C'est donc A_c (absorbance corrigée) qui est indiquée ici.

Tableau 10 : récapitulatif de la gamme étalon de l'ammoniac.

solution	concentration ($\mu\text{mol/l}$)	concentration ammoniac (mg/l)	DO moyenne	DO des étalons		
				1	2	3
primaire	$10,056 \cdot 10^3$					
secondaire	$0,5028 \cdot 10^3$					
eau de mer non dopée.			0,041	0,041	0,041	0,042
dilution 0,5/500	0,5028	$7,039 \cdot 10^{-3}$	0,041	0,041	0,042	0,042
dilution 1/500	1,0056	$1,40784 \cdot 10^{-2}$	0,080	0,080	0,080	0,081
dilution 5/500	5,0280	$7,039 \cdot 10^{-2}$	0,374	0,373	0,374	0,375
dilution 10/500	10,0560	0,14078	0,695	0,695	0,696	0,696
dilution 20/500	20,1120	0,28156	1,624	1,624	1,624	1,624
dilution 50/500	50,2800	0,7039	3,779	0,379	0,379	0,380

La droite de régression permettant de déduire la quantité d'ammoniac total en mg/l est :

$$[N - NH_{3,4}] = 0,18486 \times A_c - 0,0002$$

Le coefficient de régression est : $r = 0,999$

c - Les nitrites

Tableau 11 : récapitulatif de la gamme étalon des nitrites.

solution	concentration ($\mu\text{mol/l}$)	concentration nitrite (mg/l)	DO moyenne	DO des étalons					
				1	2	3	4	5	6
primaire	$5,035 \cdot 10^3$								
secondaire	$0,05035 \cdot 10^3$								
dilution 1/500	0,10007	0,00463	0,002	0,001	0,001	0,002	0,002	0,003	0,003
dilution 5/500	0,5035	0,02316	0,007	0,006	0,006	0,007	0,007	0,008	0,008
dilution 10/500	1,007	0,046322	0,014	0,014	0,014	0,014	0,014	0,014	0,014
dilution 20/500	2,014	0,092644	0,024	0,023	0,024	0,024	0,024	0,024	0,024
dilution 50/500	5,035	0,23161	0,058	0,058	0,058	0,059	0,057	0,058	0,058

La droite de régression permettant de déduire la quantité de nitrite NO_2^- en mg/l est :

$$[\text{NO}_2^-] = 4,0882 \times A_B - 0,0061$$

Le coefficient de régression est : $r = 0,999$

d - Les nitrates

Afin de connaître la DO inhérente à l'ajout de nitrate dans l'eau de mer dite "dopée" et ôter l'interférence due à la salinité, il a fallu imputer à chaque valeur de DO des étalons, la valeur de DO de l'eau non dopée, c'est à dire 1,3. C'est donc A_C (absorbance corrigée) qui est indiquée ici.

Tableau 12 : récapitulatif de la gamme étalon des nitrates.

solution	concentration (mg/l)	DO moyenne	DO étalons			
			1	2	3	4
primaire	100					
secondaire	50					
eau non dopée		1,300	1,2850	1,293	1,308	1,316
dilution 1/500	2,215	0,119	0,109	0,166	0,178	0,181
dilution 5/500	4,430	0,411	0,331	0,208	0,166	0,332
dilution 10/500	11,075	1,433	0,563	0,674	0,700	0,619
dilution 20/500	22,150	1,666	1,406	1,416	1,470	1,440

La droite de régression permettant de déduire la concentration nitrate NO_3^- en mg/l est :

$$[NO_3^-] = 10,8649 \times A_B + 0,1102$$

Le coefficient de régression est : $r = 0,918$

2 - L'eau des bassins

Pour chaque bac, un tableau donne les résultats obtenus. Toutes les concentrations en sels nutritifs ont été indiquées en mg/l.

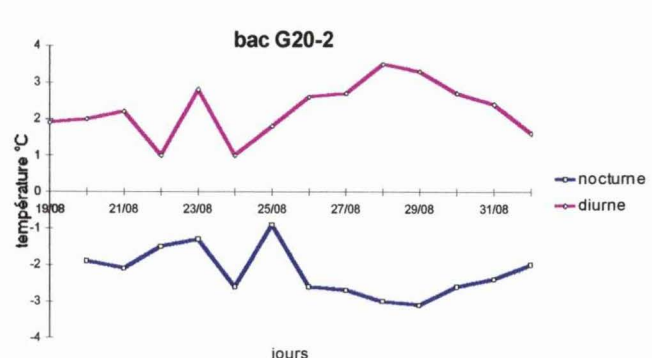
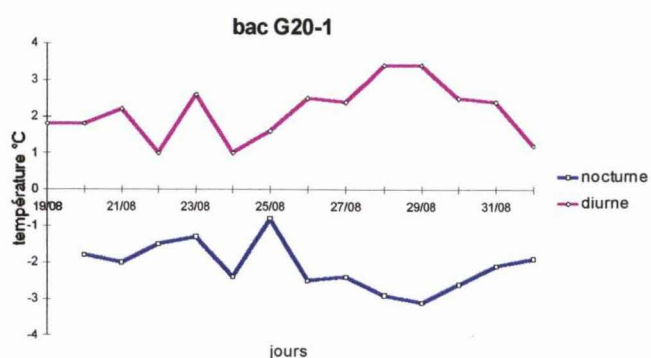
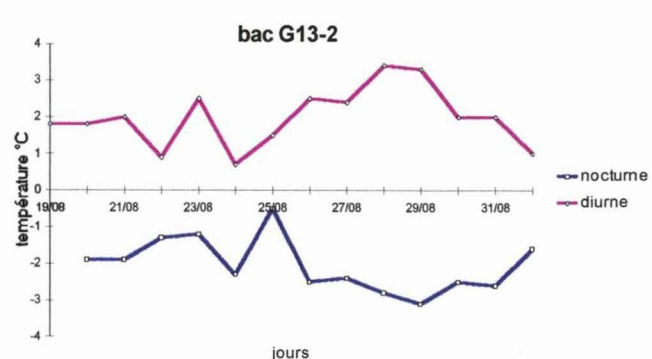
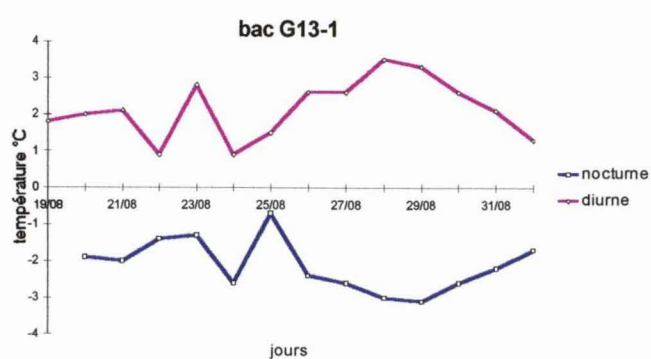
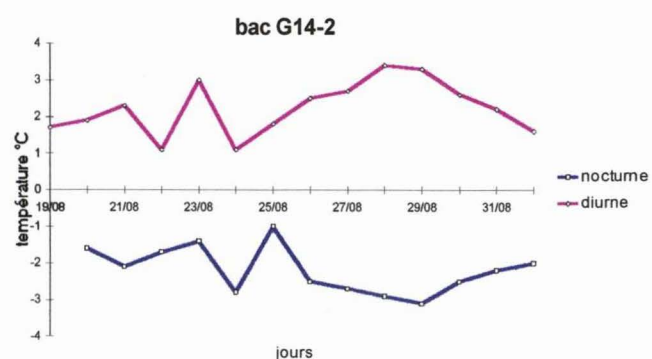
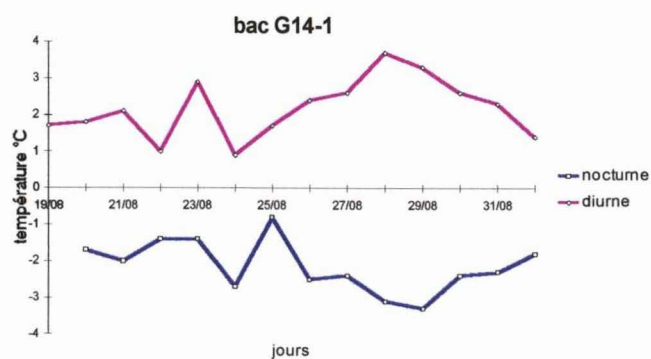
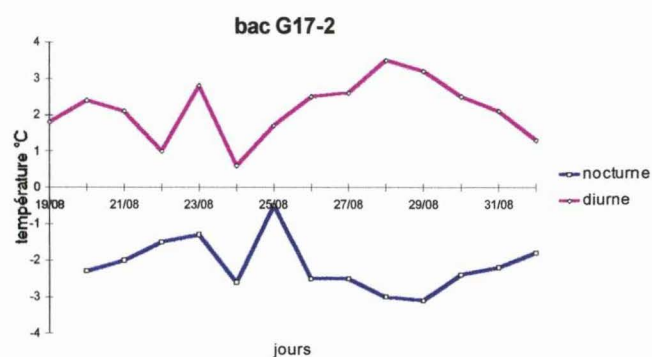
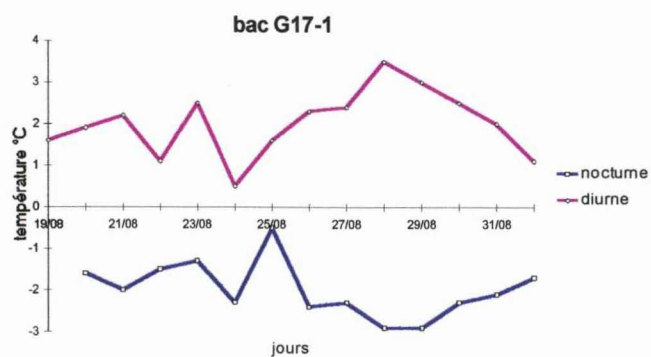
Les valeurs des DO indiquées dans l'ensemble des tableaux ont été amputées de la valeur des DO des blancs de réactifs. Les mesures des DO des nitrates ont été ici imputées de la valeur de 1,300 afin de s'affranchir de l'interférence de la salinité.

a - Les résultats journaliers par bassin

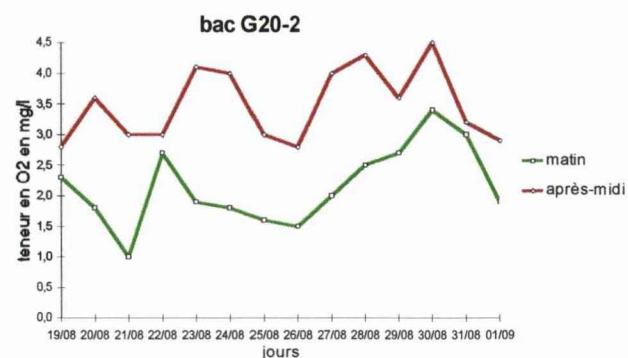
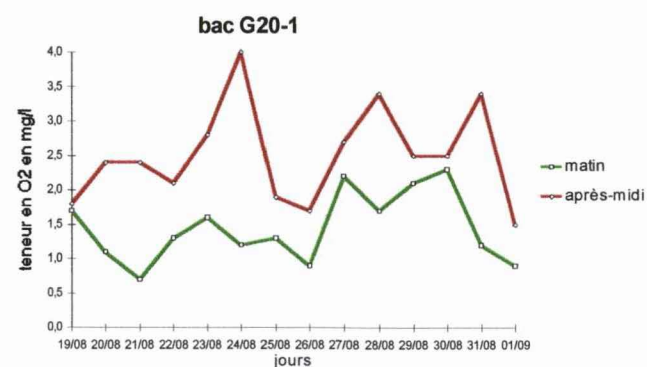
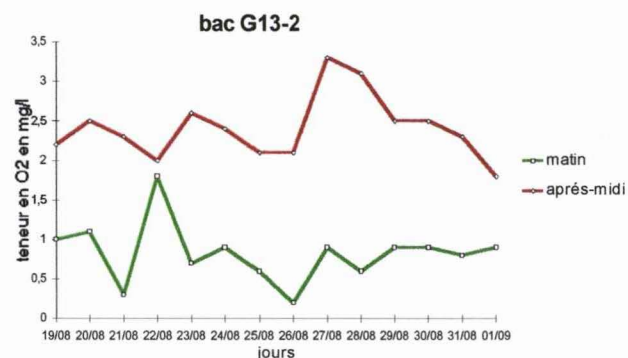
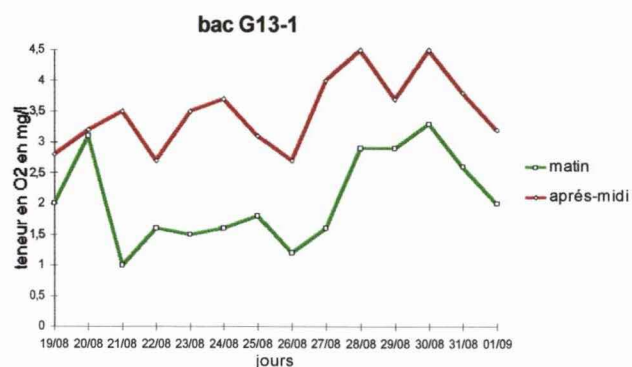
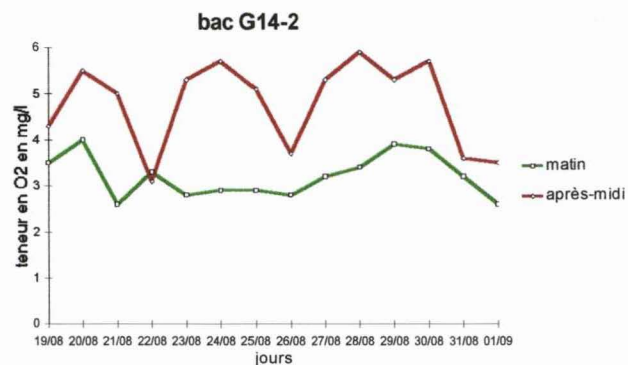
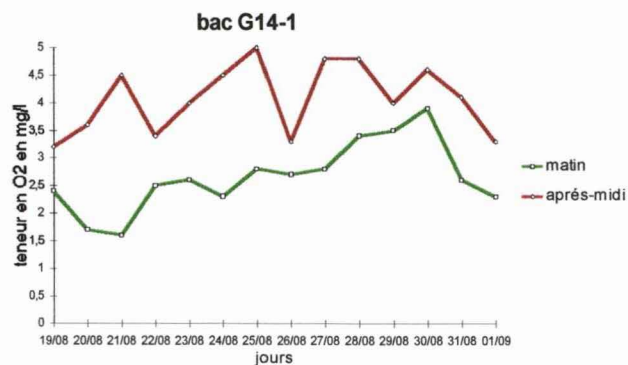
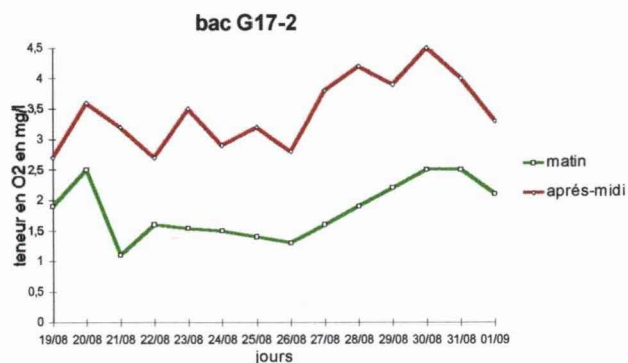
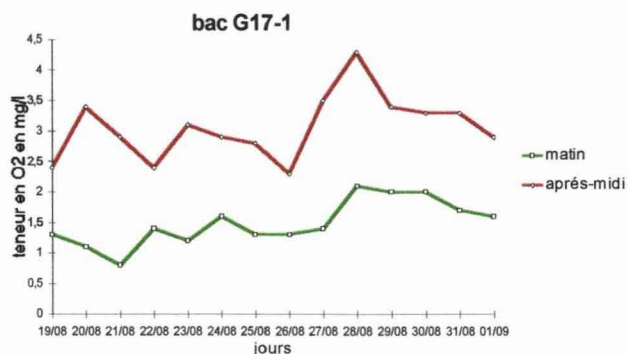
Les dosages et mesures journaliers ont permis d'obtenir les courbes des données journalières.

Les graphiques 1 à 3 ont concerné les bassins de 40 m³, et le graphique 5 ceux de 2 m³ (page 73 à 77).

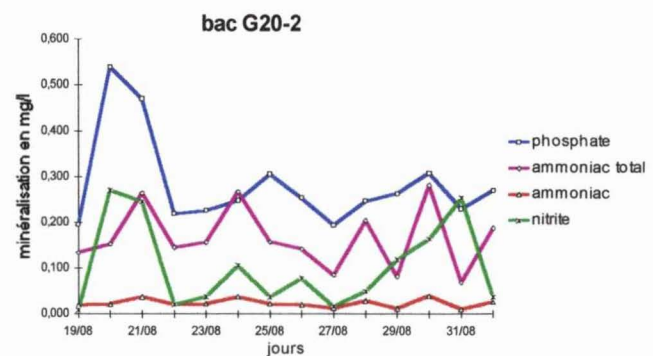
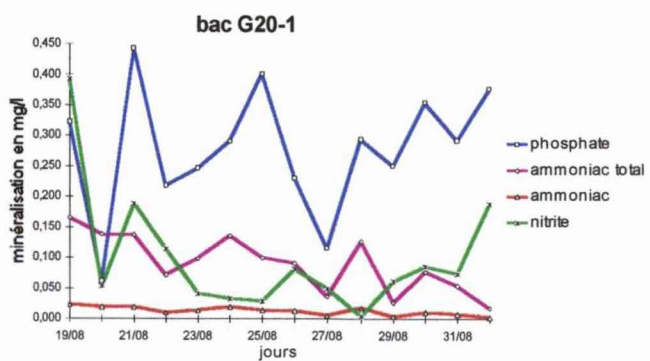
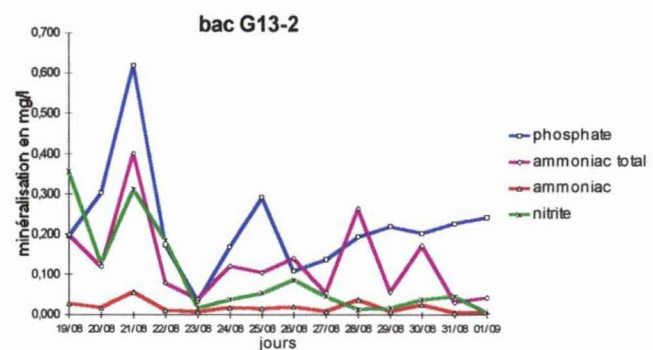
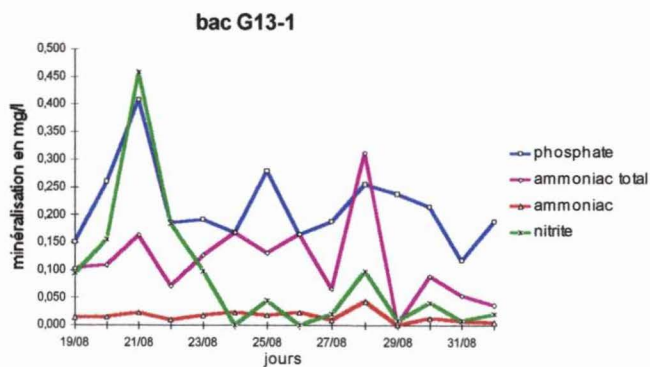
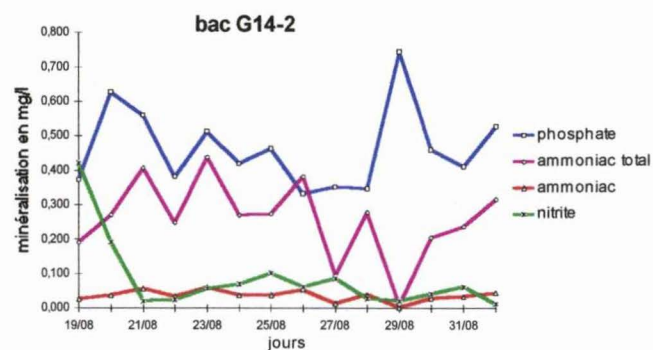
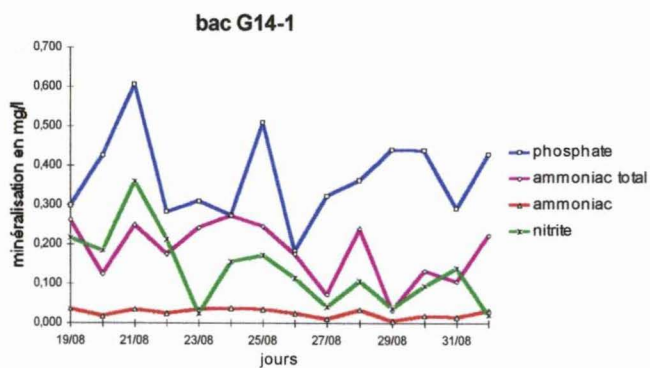
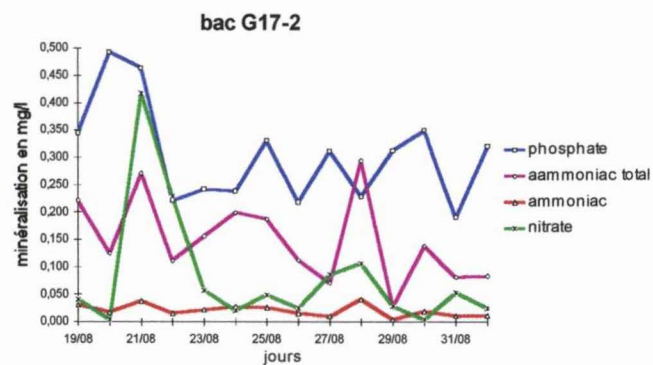
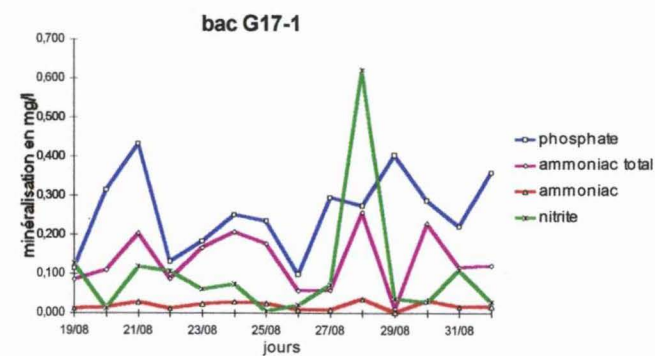
La quantité journalière d'aliment distribuée dans les bacs de 40 m³ pour la période des analyses d'eau a été reportée sur le graphique 4 (page 76).



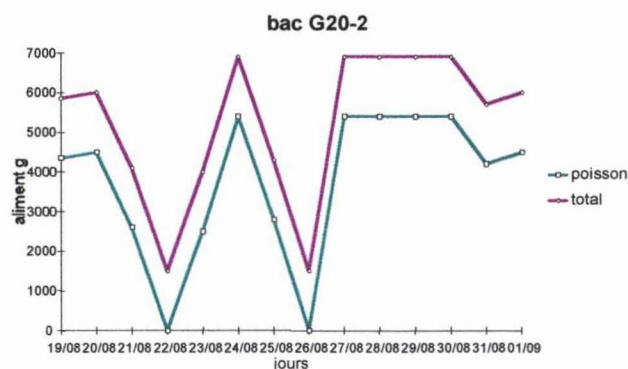
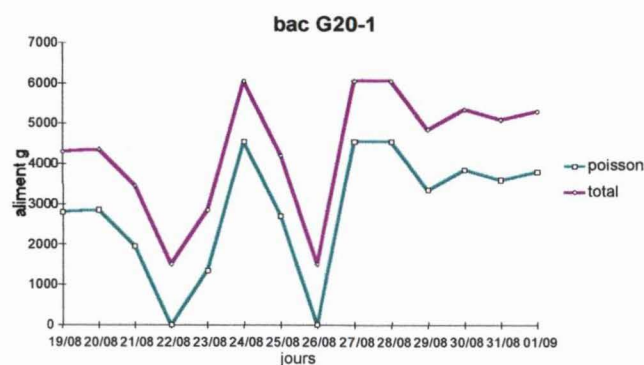
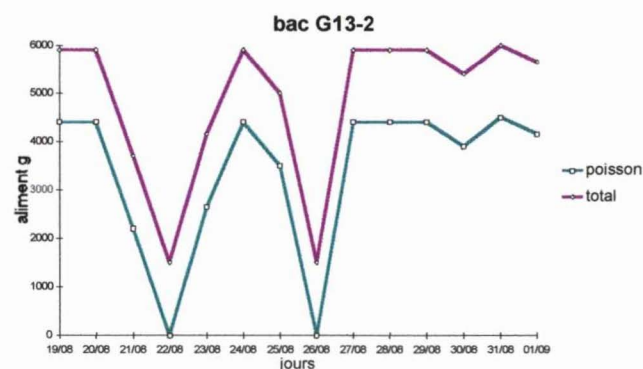
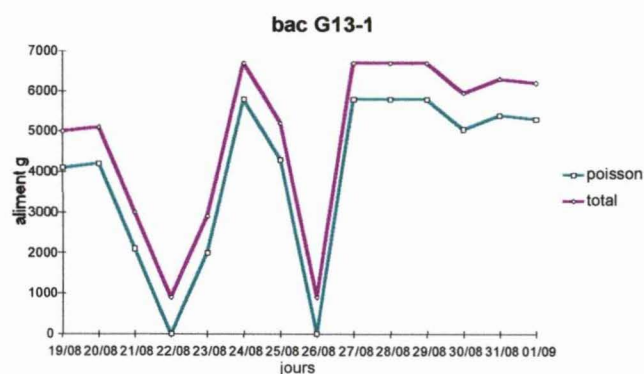
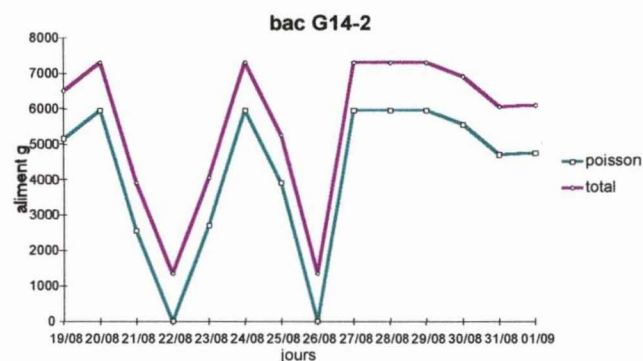
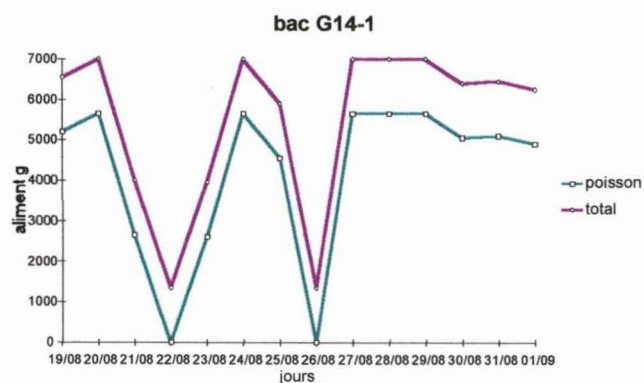
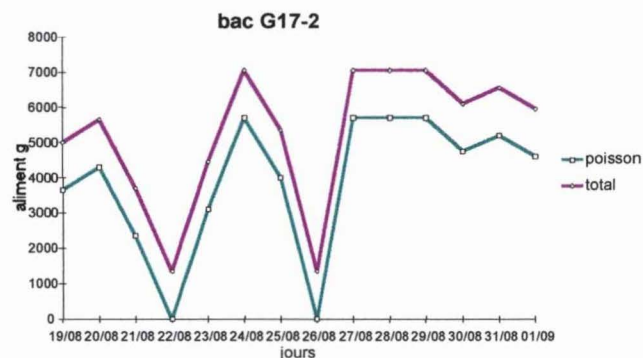
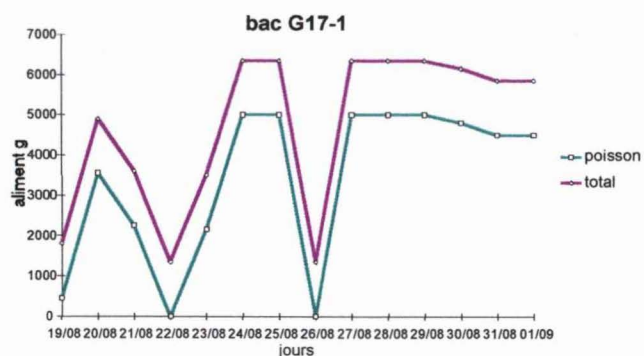
Graphique 1 : variations journalières des températures nocturnes et diurne dans les bacs de 40 m³



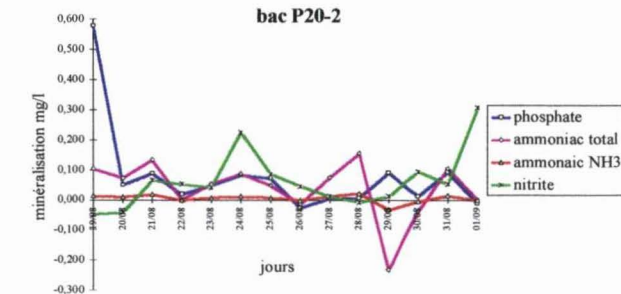
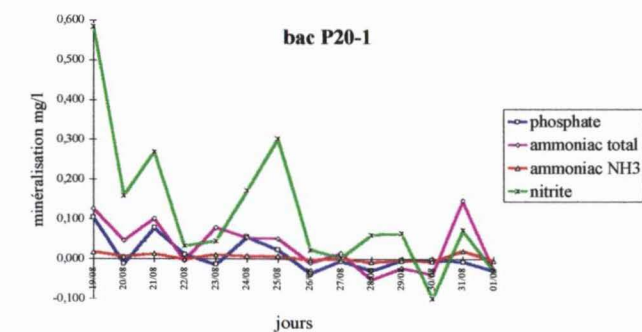
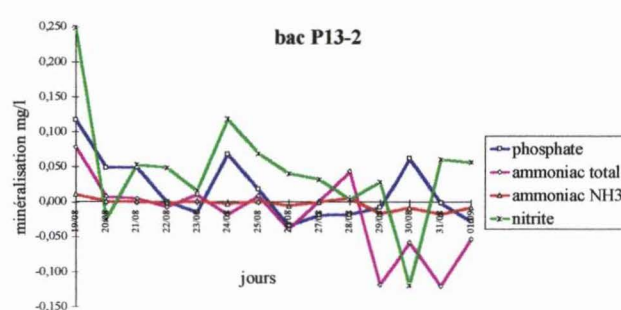
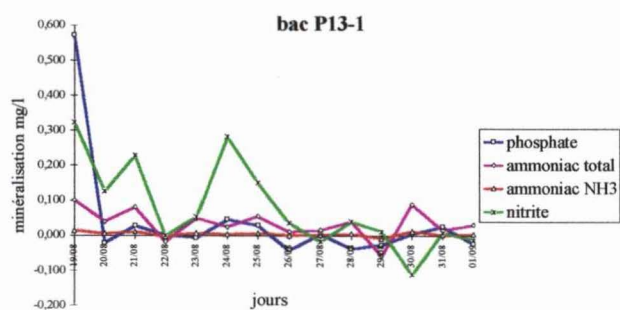
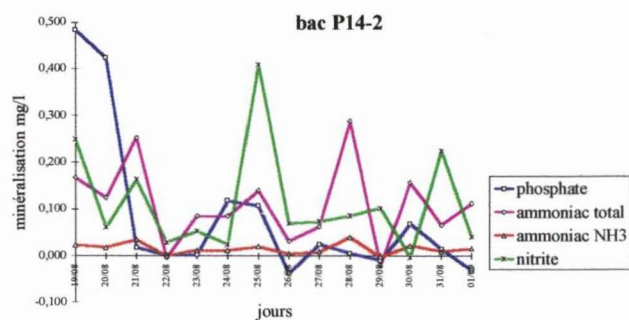
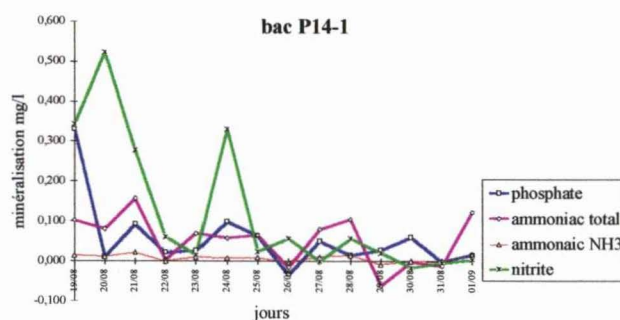
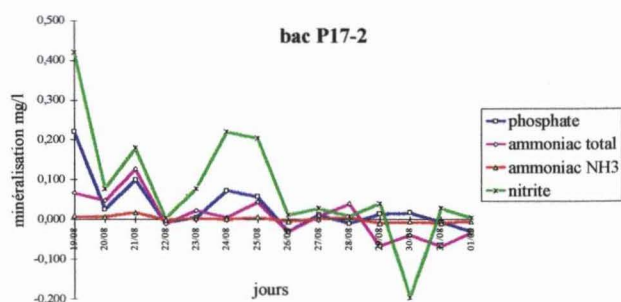
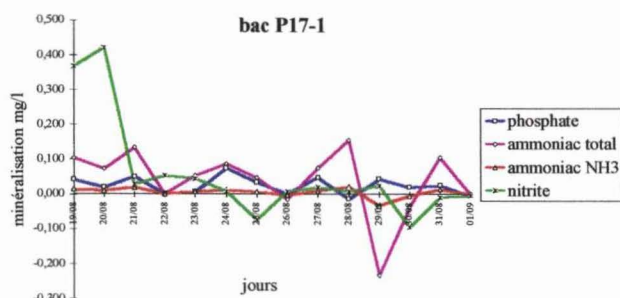
Graphique 2 : consommation en oxygène par les organismes le matin et l'après-midi dans les bacs de 40 m³



Graphique 3 : minéralisation des sels nutritifs quotidiennement dans les bacs de 40 m³



Graphique 4 : aliments, poisson et total, distribués quotidiennement dans les bacs de 40 m³



Graphique 5 : minéralisation des sels nutritifs dans les bacs de 2 m³

b - Les résultats par aliment

Les récapitulatifs des résultats des analyses de l'eau par aliment sont communiqués dans les tableaux 13 et 14 (page suivante).

Les valeurs indiquées ont été obtenues en calculant la moyenne des mesures et dosages effectués dans les bacs, où l'aliment considéré a été distribué, entre le 19 août et le 1^{er} septembre 1996.

La légende des tableaux est la suivante :

- ✧ la variation nocturne : variation du paramètre entre la veille 16 heure et le matin 8 heure,
- ✧ la variation diurne : variation du paramètre entre le matin 8 heure et le soir 16 heure,
- ✧ la consommation matin : différence du paramètre entre le bassin et le canal d'entrée le matin,
- ✧ la consommation soir : différence du paramètre entre le bassin et le canal d'entrée le soir,
- ✧ la variation : différence du paramètre entre le bassin et le canal d'entrée (pH et salinité),
- ✧ la concentration : concentration en un paramètre dans le bassin,
- ✧ la minéralisation : différence entre la concentration en un élément entre le bassin et le canal d'entrée le soir,
- ✧ la minéralisation NH_3 : minéralisation d'ammoniac dans les bassins, obtenue grâce au tableau 8 (page 45) à partir de l'azote ammoniacal total, de la température du soir et du pH du bassin.

Tableau 13 : données des analyses de l'eau par aliment dans les bacs de 40m³.

aliment			Canal d'entrée	Aqualife 17	Aqualife 14	Aqualife 13	A 20 G
température	matin	°c		22,05	21,94	22,11	21,95
	soir	°c		24,13	24,14	23,99	24,14
	variation nocturne	°c		-2,06	-2,17	-1,89	-2,15
	variation diurne	°c		2,08	2,20	1,89	2,19
teneur en oxygène	matin	mg/l	7,19	5,53	4,26	5,73	5,39
	soir	mg/l	7,76	4,58	3,33	4,81	4,77
	variation nocturne	mg/l		0,94	1,00	0,95	0,69
	variation diurne	mg/l		-0,95	-0,93	-0,92	-0,62
	consommation matin	mg/l		1,66	2,93	1,45	1,80
	consommation soir	mg/l		3,19	4,43	2,95	3,00
saturation en oxygène	matin	%	103,93	78,82	60,36	81,68	76,82
	soir	%	115,07	66,68	49,18	71,96	71,61
	variation nocturne	%		12,73	12,69	10,65	6,73
	variation diurne	%		-12,14	-11,18	-9,71	-5,21
	consommation matin	%		25,11	43,57	22,25	27,11
	consommation soir	%		48,39	65,89	43,11	43,46
salinité	des bacs	‰	37,4	37,6	37,7	37,6	37,6
	variation	‰		0,2	0,3	0,2	0,2
pH	des bacs		8,30	8,21	8,16	8,22	8,25
	variation			-0,09	-0,15	-0,08	-0,06
phosphate	concentration	mg/l	0,0374	0,3178	0,4542	0,2556	0,3181
	minéralisation	mg/l		0,2804	0,4168	0,2182	0,2807
azote ammoniacal	concentration	mg/l	0,0890	0,2304	0,3093	0,2106	0,2176
	minéralisation	mg/l		0,1414	0,2203	0,1218	0,1286
	minéralisation NH ₃	mg/l		0,0172	0,0306	0,0979	0,0179
nitrite	concentration	mg/l	0,0579	0,1495	0,1677	0,1493	0,1590
	minéralisation	mg/l		0,0916	0,1098	0,0914	0,1012
nitrate	concentration	mg/l	1,5578	-0,5823	-0,3146	-0,6913	-0,6253
	minéralisation	mg/l		0,9755	1,2432	0,8665	0,9325

Tableau 14 : données des analyses de l'eau par aliment dans les bacs de 2m³.

aliment			Canal d'entrée	Aqualife 17	Aqualife 14	Aqualife 13	A 20 G
phosphate	concentration	mg/l	0,0374	0,0657	0,1077	0,0663	0,0820
	minéralisation	mg/l		0,0283	0,0704	0,0289	0,0446
azote ammoniacal	concentration	mg/l	0,0890	0,1129	0,1713	0,0972	0,1256
	minéralisation	mg/l		0,0240	0,0823	0,0082	0,0367
	minéralisation NH ₃	mg/l		0,0033	0,0114	0,0011	0,0051
nitrite	concentration	mg/l	0,0579	0,1263	0,1750	0,1208	0,1494
	minéralisation	mg/l		0,0685	0,1170	0,0629	0,0916
nitrate	concentration	mg/l	1,5578	-0,5901	-0,3166	-0,6655	-0,5834
	minéralisation	mg/l		0,9677	1,2412	0,8923	0,9745

II - RESULTATS DES TESTS ALIMENTAIRES

1 - Les données journalières des bassins

① Mesures et calculs des données journalières

Les courbes de croissance des tilapias *Oreochromis mossambicus* sont données par le graphique 6 (page 82) pour ceux élevés dans les bassins de 40 m³, c'est à dire en système fertilisé, et par le graphique 7 (page 83) pour ceux élevés dans les bassins de 2 m³, c'est à dire en système non fertilisé.

Ces courbes de croissance ont été établies à partir des poids moyens en fonction du temps.

Deux morts sont survenues dans les bacs de 2 m³ :

le 22 juillet 1996 dans le bac P 14-2, un poisson de 88 g a été tué accidentellement. Il a été remplacé par un poisson de même poids provenant du bac PR prévu à cet effet,

le 22 août 1996 dans le bac P 20-2, un poisson de 133 g a été tué accidentellement. Il a été remplacé par un poisson de même poids provenant du bac PR prévu à cet effet.

② Calculs des tableaux récapitulatifs

La pêche dans les bacs de 40 m³ a été rendue difficile par les tortues. Ainsi, il est arrivé que l'échantillon de tilapias capturés pour une pesée de contrôle ait été faible afin de ne pas trop les stresser. De plus, il est arrivé que les poissons les plus petits aient été pêchés préférentiellement, car ils se mettaient dans les coins du bassin où il était plus aisé de les capturer. Mais pour la pesée du premier et dernier jour de l'expérience, le nombre de poissons pêchés a été plus important. Il représentait 10 % du nombre total d'individus pour chaque bassin.

Des tableaux récapitulatifs (15 et 16, page 84) sont donnés pour chaque protocole.

Les légendes pour les tableaux 15, 16, 17 et 18 sont les suivantes :

✧ aliment distribué poisson : aliment poisson donné aux tilapias pendant toute l'expérimentation,

✧ aliment distribué tortue 15 % : 15 % du total de l'aliment tortue qui ont été estimés être mangés par les poissons pendant toute l'expérimentation,

✧ aliment distribué total : somme de l'aliment poisson et 15 % de l'aliment tortue distribués pendant toute l'expérimentation,

✧ ratio tortue : pourcentage qu'ont représenté les 15 % de l'aliment tortue estimés être mangé par les tilapias sur la totalité de l'aliment distribué pendant toute l'expérimentation,

✧ densité : nombre de poissons par m³,

✧ poids total jd : poids total des poissons dans le bac le premier jour de l'expérimentation,

- ✧ poids total jf : poids total des poissons dans le bac le dernier jour de l'expérimentation,
- ✧ poids moyen jd : poids moyen des poissons dans le bac le premier jour de l'expérimentation,
- ✧ poids moyen jf : poids moyen des poissons dans le bac le dernier jour de l'expérimentation,
- ✧ variation poids moyen : variation entre le premier et le dernier jour de l'expérimentation du poids moyen,
- ✧ variation poids ratio tortue : variation entre le premier et le dernier jour de l'expérimentation du poids moyen des tilapias qui a été imputée à l'aliment tortue,
- ✧ variation poids poisson : variation entre le premier et le dernier jour de l'expérimentation du poids moyen des tilapias qui a été imputée à l'aliment poisson,
- ✧ gain poids total : gain de poids que les poissons ont pris par jour pendant l'expérimentation,
- ✧ gain poids ratio tortue : gain de poids que les poissons ont pris par jour pendant l'expérimentation et qui a été imputé à l'aliment tortue, (Aqualife 14.90),
- ✧ gain poids poisson : gain de poids que les poissons ont pris par jour pendant l'expérimentation et qui a été imputé à l'aliment poisson,
- ✧ taux de conversion total : ou quotient nutritif, noté Qnt, poids d'aliment (poisson et 15 % d'aliment tortue distribué) qu'il faut donner à un animal pour le faire grossir une unité de même poids pendant toute l'expérimentation,
- ✧ taux de conversion ratio tortue : ou quotient nutritif, part du quotient nutritif imputé aux 15 % de l'aliment tortue pendant toute l'expérimentation,
- ✧ taux de conversion poisson : noté ci-dessous Qn, poids d'aliment poisson qu'il faut donner à un tilapia pour le faire grossir une unité de même poids pendant toute l'expérimentation,
- ✧ taux de conversion estimé : noté ci-dessous Qne, estimation du taux de conversion imputé à l'aliment poisson lorsque les tilapias ont été trop nourris dans les bassins de 40 m³, pendant toute l'expérimentation.

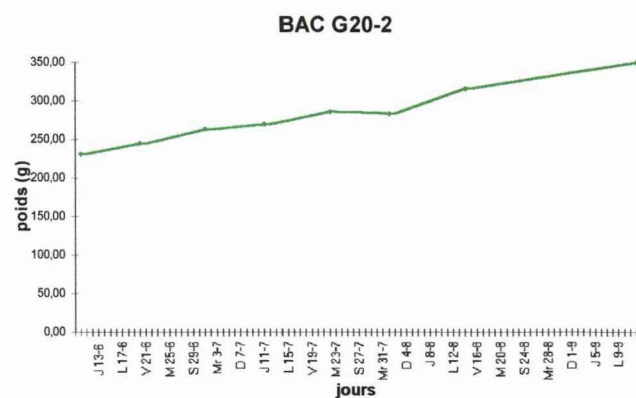
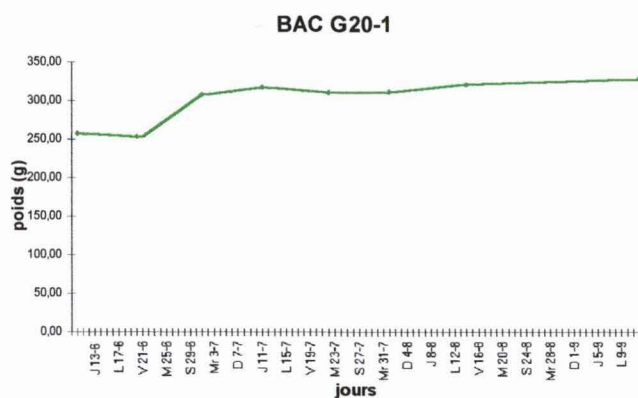
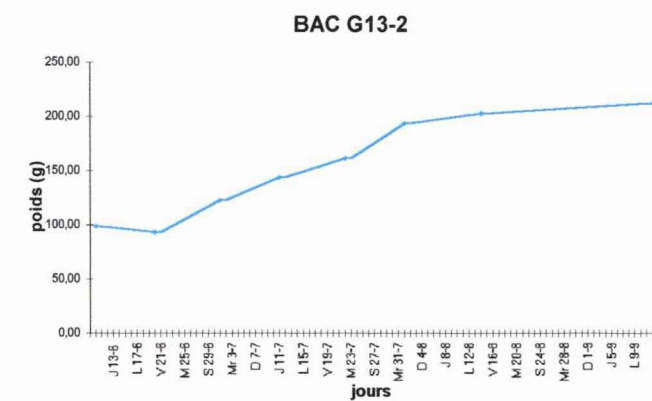
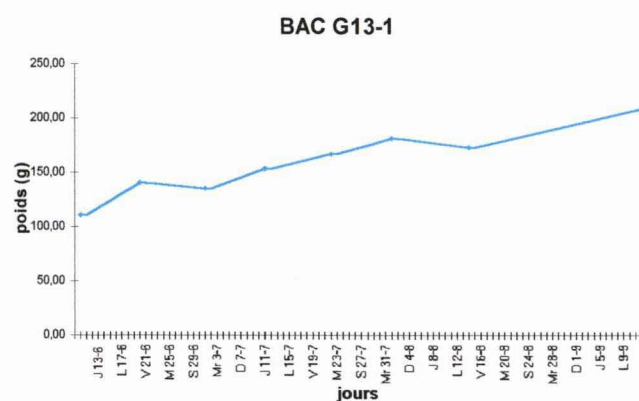
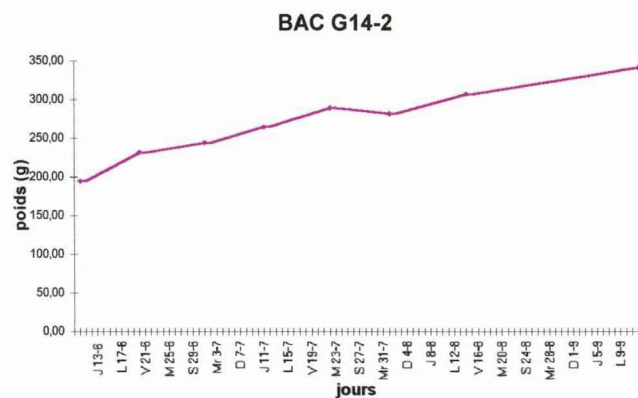
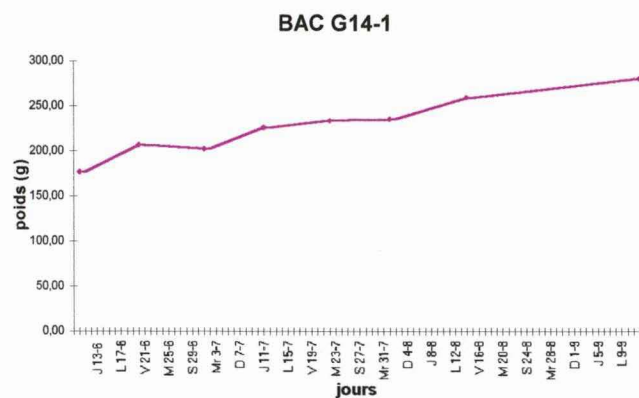
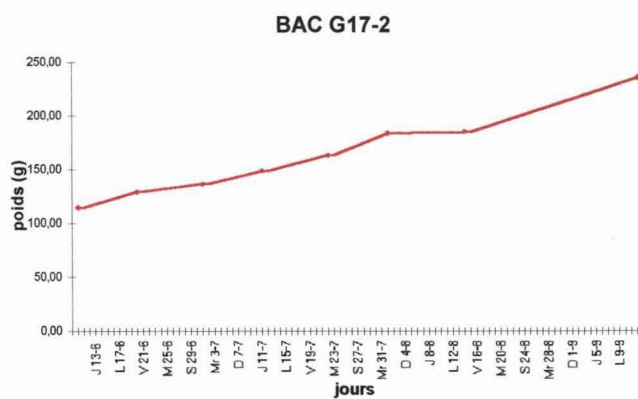
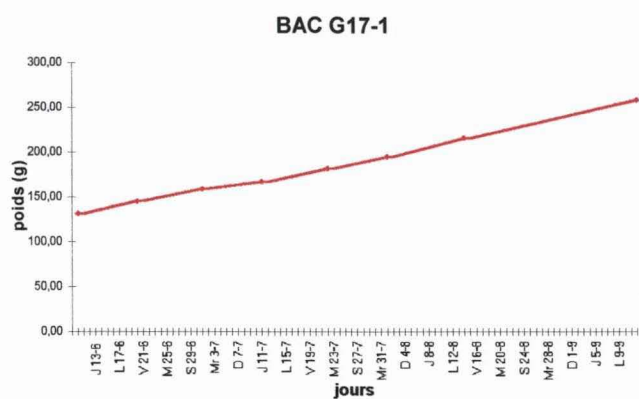
Les calculs des taux de conversion et des gains journaliers ont été fait en tenant compte des pesées du premier et dernier jour de l'expérience, et de l'aliment distribué pendant le même laps de temps.

2 - Les résultats par aliment

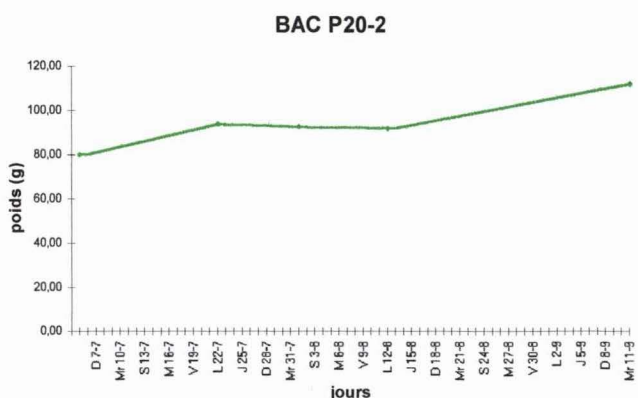
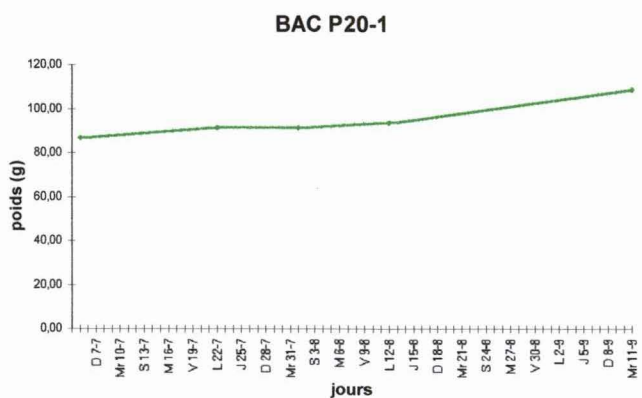
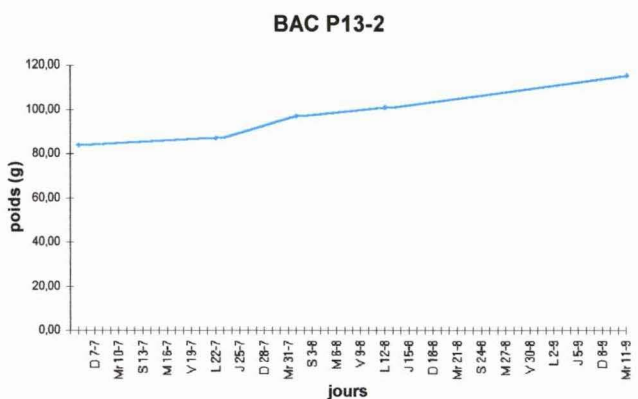
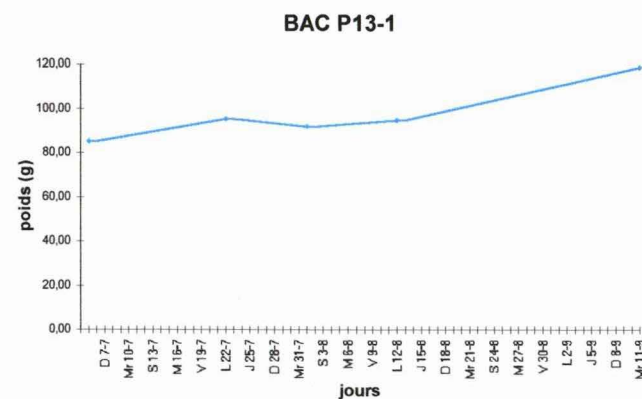
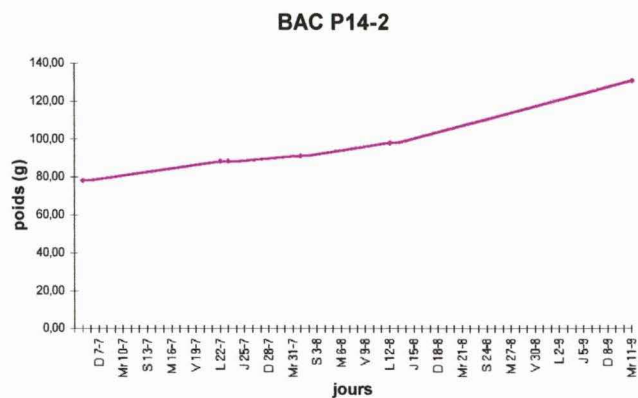
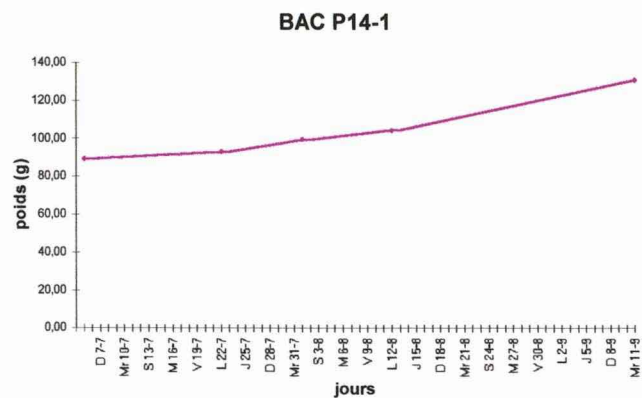
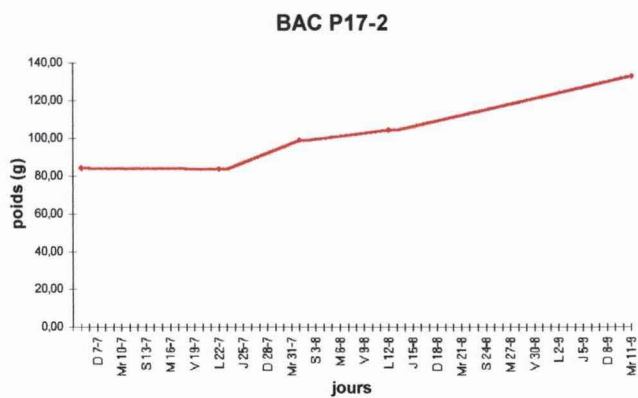
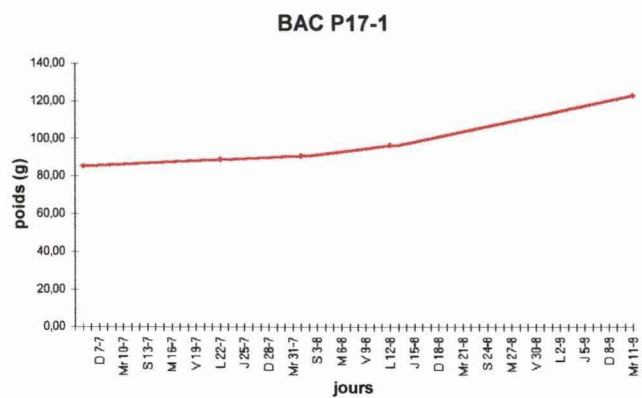
Les récapitulatifs des résultats des données journalières par aliment sont communiqués dans les tableaux 17 et 18 (page 85).

Les valeurs indiquées ont été obtenues en calculant la moyenne des bacs où l'aliment considéré a été distribué.

Les légendes se reportant aux tableaux sont données ci-dessus.



Graphique 6 : courbes des poids moyens des tilapias *Oreochromis mossambicus* dans les bassins de 40 m³



Graphique 7 : courbes des poids moyens des tilapias *Oreochromis mossambicus* dans les bassins de 2 m³

Tableau 15 : récapitulatif des résultats des tests alimentaires des bassins de 40 m³.

bac		G17-1	G17-2	G14-1	G14-2	G13-1	G13-2	G20-1	G20-2
aliment		Aqualife 17	Aqualife 17	Aqualife 14	Aqualife 14	Aqualife 13	Aqualife 13	A 20 G	A 20 G
aliment distribué g	poisson	262100	302150	346300	358800	325250	325250	247000	316700
	tortue 15%	128250	128250	128250	128250	85500	85500	142500	142500
	total	390350	430400	474550	487050	410750	410750	389500	459200
ratio tortue	%	32,9	29,8	27,0	26,3	20,8	20,8	36,6	31,0
Nombre	total	1800	2200	1700	1500	2200	1700	1100	1300
densité	individus/m ³	45	55	42,5	37,5	55	42,5	27,5	32,5
poids g	total jd	236250	252727	300610	291667	243065	168090	283250	300625
	moyen jd	131,25	114,88	176,83	194,44	110,48	98,88	257,50	231,25
	total jf	465283	517647	477063	511268	459576	360791	361429	455000
	moyen jf	258,49	235,29	280,63	340,85	208,90	212,23	328,57	350,00
variation poids	moyen g	127,24	120,42	103,80	146,40	98,41	113,35	71,07	118,75
gain poids total	g/j	1,339	1,268	1,093	1,541	1,036	1,193	0,748	1,250
taux conversion	total	1,704	1,625	2,689	2,218	1,897	2,095	4,982	2,975
	aliment poisson	1,144	1,141	1,963	1,634	1,502	1,356	3,159	2,051

Tableau 16 : récapitulatif des résultats des tests alimentaires des bassins de 2 m³.

bac		P17-1	P17-2	P14-1	P14-2	P13-1	P13-2	P20-1	P20-2	PR
aliment		Aqualife 17	Aqualife 17	Aqualife 14	Aqualife 14	Aqualife 13	Aqualife 13	A 20 G	A 20 G	réserve
aliment distribué	total g	6381	7210	7102	8075	6502	6142	6881	8431	7185
nombre	total	100	100	100	100	100	100	100	100	98
densité	individus/m ³	50	50	50	50	50	50	50	50	49
poids g	total jd	8552	8434	8937	7833	8534	8400	8692	8008	7675
	moyen jd	85,52	84,34	89,37	78,33	85,34	84	86,92	80,08	76,75
	total jf	12313	13284	13113	13070	11883	11542	10890	11211	12182
	moyen jf	123,13	132,84	131,13	130,70	118,83	115,42	108,90	112,11	121,82
variation poids	moyen g	37,61	48,5	41,76	52,37	33,49	31,42	21,98	32,03	45,07
gain poids total	g/j	0,553	0,713	0,614	0,770	0,493	0,462	0,323	0,471	0,663
taux conversion	total	1,697	1,487	1,701	1,542	1,941	1,955	3,131	2,632	1,627

Tableau 17 : résultats des performances des aliments dans les bacs de 40 m³.

aliment		Aqualife 17	Aqualife 14	Aqualife 13	A 20 G
Aliment distribué g	poisson	282125	352550	293275	281850
	tortue 15 %	128250	128250	114000	142500
	total	410375	480800	407275	424350
ratio tortue	%	31,3265	26,6788	28,0527	33,8088
Nombre	total	2000	1600	1950	1200
densité	individus/m ³	50	40	48,75	30
poids g	total jd	244489	296138	205577	291938
	moyen jd	123,06	185,64	104,68	244,38
	total jf	491465	494165	410184	408214
	moyen jf	246,89	310,74	210,56	339,29
variation poids g	moyen	123,83	125,10	105,88	94,91
	ratio tortue	38,84	33,30	30,24	31,43
	poisson	84,99	91,80	75,64	63,48
gain poids g/j	total	1,303	1,317	1,115	0,999
	ratio tortue	0,409	0,351	0,318	0,331
	poisson	0,895	0,966	0,796	0,668
taux conversion	total	1,664	2,454	1,996	3,978
	ratio tortue	0,522	0,655	0,567	1,373
	poisson	1,142	1,798	1,429	2,605
	estimé		1,188		1.907

Tableau 18 : résultats des performances des aliments dans les bacs de 2 m³.

aliment		Aqualife 17	Aqualife 14	Aqualife 13	A 20 G	réserve
Aliment distribué	total g	6795,5	7588,5	6322	7656	7185
Nombre	total	100	100	100	100	98
densité	individus/m ³	50	50	50	50	49,0
poids g	total jd	8493,0	8385,0	8467,0	8350,0	7675,0
	moyen jd	84,93	83,85	84,67	83,5	76,75
	total jf	12798,5	13091,5	11712,5	11050,5	12182
	moyen jf	127,99	130,92	117,13	110,51	121,82
variation poid	moyen g	43,06	47,07	32,46	27,01	45,07
gain poids	total g/j	0,633	0,692	0,477	0,397	0,663
taux conversion	total	1,592	1,621	1,948	2,881	1,627

III - LES COUTS DE REVIENT

Les prix de revient des aliments sont donnés dans le tableau 19 (page 88). Le graphique 8 (page 89) permet de visualiser la répartition des charges en fonction des aliments.

Les calculs ne sont fait que pour les situations qui intéressent l'exploitation, et qui sont :

✧ en septembre 1996, les bassins ont une densité moyenne de 50 individus/m³, et les coûts des structures sont répartis de la façon suivante :

- 63 % reviennent aux tortues,
- 37 % reviennent aux poissons,

✧ en 1997, la densité pourrait être de 200 individus/m³, et l'ensemble des charges est supporté par l'exploitation des poissons.

Le graphique 8 a permis de visualiser la répartition des charges pour les situations suivantes :

✧ élevage en association avec des tortues de mer et une densité de 50 individus/m³, situation en septembre 1996,

✧ élevage avec une fertilisation des tortues et une densité de 200 individus/m³, situation espérée en 1997.

Les données suivantes permettent de calculer le prix de revient (hors taxe) de chaque aliment grâce à la méthode précédemment exposée :

p_v : poids de vente en grammes,

$$p_v = 350 \text{ g}$$

$$p_v = 400 \text{ g}$$

p_j : poids du juvénile au moment de sa mise en place dans le bassin de 40 m³ en grammes,

$$p_j = 70 \text{ g}$$

p_{xj} : prix du juvénile au moment de sa mise en place dans le bassin de 40 m³ en francs français par poisson,

$$p_{xj} = 3,40 \text{ ff/poisson}$$

p_{xa} : prix de l'aliment en francs français par kilo,

$$p_{xa} = 5,75 \text{ ff/kg pour l'Aqualife 17,}$$

$$p_{xa} = 5,16 \text{ ff/kg pour l'Aqualife 14,}$$

$$p_{xa} = 4,96 \text{ ff/kg pour l'Aqualife 13,}$$

$$p_{xa} = 3,76 \text{ ff/kg pour l'A 20 G,}$$

n : nombre moyen de poissons dans le bassin (différence entre le nombre de juvéniles mis en bassin et le nombre total de poissons pêchés),

n = 2000 poissons par bassin de 40 m³ pour une densité de
50 individus/m³

n = 8000 poissons par bassin de 40 m³ pour une densité de
200 individus/m³

cc : coût de commercialisation (publicité, livraison, ...) en francs français par kilo de poissons,

cc = 4,90 ff/kg

ca : coût des amortissements (frais de construction, ...) par bassin en francs français par an,

ca = 2200 ff/an

cs : coût salarial par bassin en francs français par an,

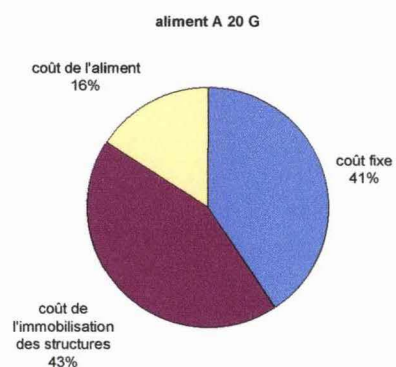
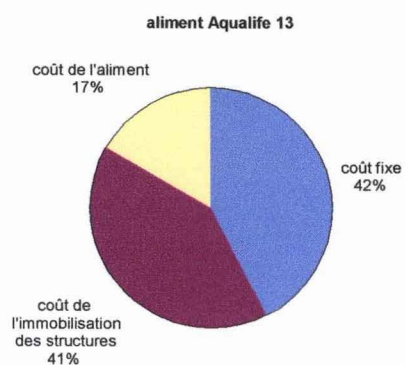
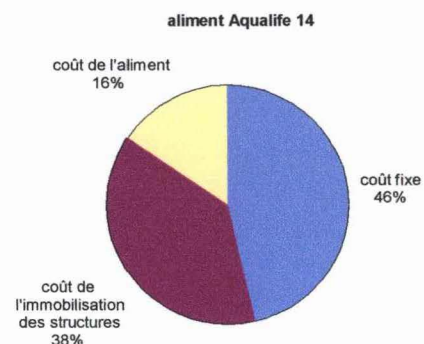
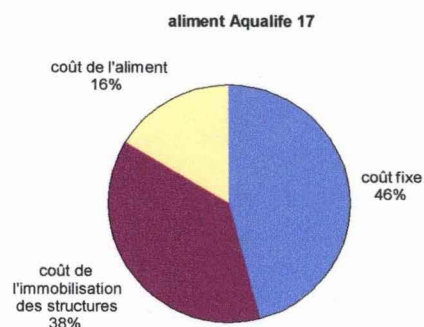
cs = 34000 ff/an

cf : coût financier par bassin (emprunt, EDF, ...) en francs français par an,

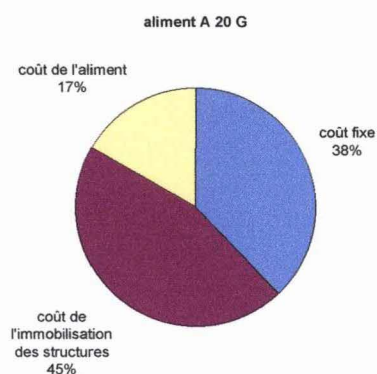
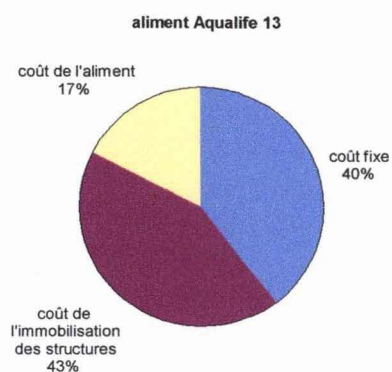
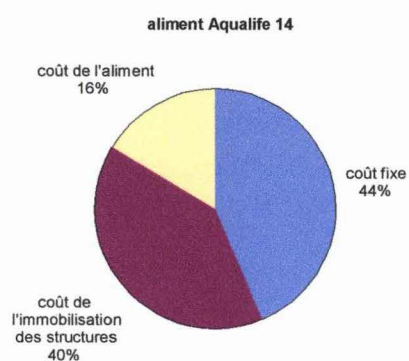
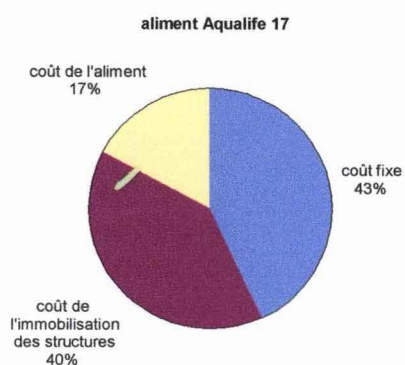
cf = 21000 ff/an

Tableau 19 : calculs des prix de revient en francs français (hors taxes) du kilo de poisson *Oreochromis mossambicus* à la SBA.

mode d'élevage		avec tortues				sans tortues			
aliments	type	Aqualife 17	Aqualife 14	Aqualife 13	A 20 G	Aqualife 17	Aqualife 14	Aqualife 13	A 20 G
	prix au kg	5,75	5,16	4,96	3,76	5,75	5,16	4,96	3,76
densité 50/m ³ et poids de vente 350g. Les bassins comprennent des poissons et des tortues.									
coût fixe		14,614	14,614	14,614	14,614	14,614	14,614	14,614	14,614
coût de l'immobilisation des structures		17,799	17,610	20,800	23,215	17,799	17,610	20,800	23,215
coût des aliments		5,253	4,904	5,686	5,736	7,323	6,691	7,730	8,666
total		37,666	37,128	41,100	43,566	39,736	38,915	43,144	46,496
densité 50/m ³ et poids de vente 400g. Les bassins comprennent des poissons et des tortues.									
coût fixe		13,400	13,400	13,400	13,400	13,400	13,400	13,400	13,400
immobilisation		20,977	20,754	24,514	27,361	20,977	20,754	24,514	27,361
aliment		5,417	5,057	5,864	5,916	7,552	6,901	7,971	8,937
total		39,795	39,212	43,778	46,676	41,929	41,055	45,886	49,698
densité 200/m ³ et poids de vente 350g. Les bassins comprennent des poissons seuls.									
coût fixe		14,614	14,614	14,614	14,614	14,614	14,614	14,614	14,614
immobilisation		12,027	11,899	14,055	15,687	12,027	11,899	14,055	15,687
aliment		5,253	4,904	5,686	5,736	7,323	6,691	7,730	8,666
total		31,895	31,418	34,355	36,037	33,965	33,205	36,399	38,967
densité 200/m ³ et poids de vente 400g. Les bassins comprennent des poissons seuls.									
coût fixe		13,400	13,400	13,400	13,400	13,400	13,400	13,400	13,400
coût de l'immobilisation des structures		12,403	12,271	14,494	16,177	12,403	12,271	14,494	16,177
coût des aliments		5,417	5,057	5,864	5,916	7,552	6,901	7,971	8,937
total		31,220	30,728	33,758	35,493	33,355	32,572	35,865	38,514



poids de vente à 350g, densité de 50 individus/m³, élevage dans les mêmes bassins des tortues et poissons



poids de vente à 400g, densité de 200 individus/m³, élevage fertilisé par les tortues

Graphique 8 : répartition des charges dans le prix de revient de *Oreochromis mossambicus* à la Ferme Corail

PARTIE IV

DISCUSSION

I - LA QUALITE DE L'EAU A LA FERME CORAIL

1 - Le canal d'arrivée d'eau de la Ferme Corail

La Ferme Corail s'alimente en eau en pompant l'eau directement dans le lagon. Cette eau arrive au niveau d'un puits où elle est pompée pour être déversée dans un canal. Ce dernier amène l'eau à chaque bassin (figure 1, page 20).

Au niveau du puits, il existe des infiltrations d'eau douce qui se mélangent à l'eau de mer (figure 2, page 92). Il y a donc une variation de la salinité au cours de la journée en fonction de la marée. Fesquet J.M. et Le Gall J.Y ont fait ces observations en 1984 (publication en 1985). Dans le cadre de l'étude à la ferme, cette observation n'a pu être faite pour deux raisons :

la première vient du matériel utilisé, effectivement un réfractomètre ne permet que des mesures approximatives de la salinité,

la deuxième raison vient du protocole. Il faudrait faire des mesures en continu sur 24 heures pour voir ces variations.

Les fortes salinités mesurées à la Ferme Corail viennent de l'évaporation de l'eau dans les bassins. Cela explique que la salinité observée dans les bassins de 2 m³ (en moyenne 37,9 ‰ entre le 19 août et le 1^{er} septembre 1996) est plus importante dans les bacs de 40 m³ (en moyenne 37,5 ‰ pour la même période). De plus, les bacs fortement exposés au soleil et aux vents des alizés ont des salinités souvent supérieures.

L'eau de mer se caractérise par de faibles teneurs en éléments nutritifs. En se référant aux données récoltées dans le canal d'arrivée d'eau, l'eau douce est fortement chargée en sels nutritifs. Cette dernière vient du lessivage des sols des "hauts". Cela peut s'expliquer par le fait que dans les "hauts", l'agriculture est essentiellement tournée vers la canne à sucre très consommatrice d'engrais.

Par contre, il faut prendre avec beaucoup de retenue les valeurs des nitrates. En effet, elles semblent exagérément élevées, surtout lorsqu'elles sont comparées à celles trouvées par Fesquet et Le Gall en 1984 (0,174 mg/l). Ceci est sans doute dû à la méthode de dosage qui n'est qu'une adaptation d'une méthode en eau douce, pour laquelle il existe une forte interaction avec la salinité qui n'a pu être quantifiée. En effet, dans les échantillons, il apparaît un précipité proportionnel à la salinité. Cette dernière étant plus élevée dans les bassins que dans l'eau du lagon, qui sert d'eau dopée, il est donc normal de s'attendre à une surestimation dans les bassins de la DO, et donc de la concentration en nitrate. Ainsi, les valeurs ne peuvent indiquer que les variations des teneurs (augmentation ou diminution).

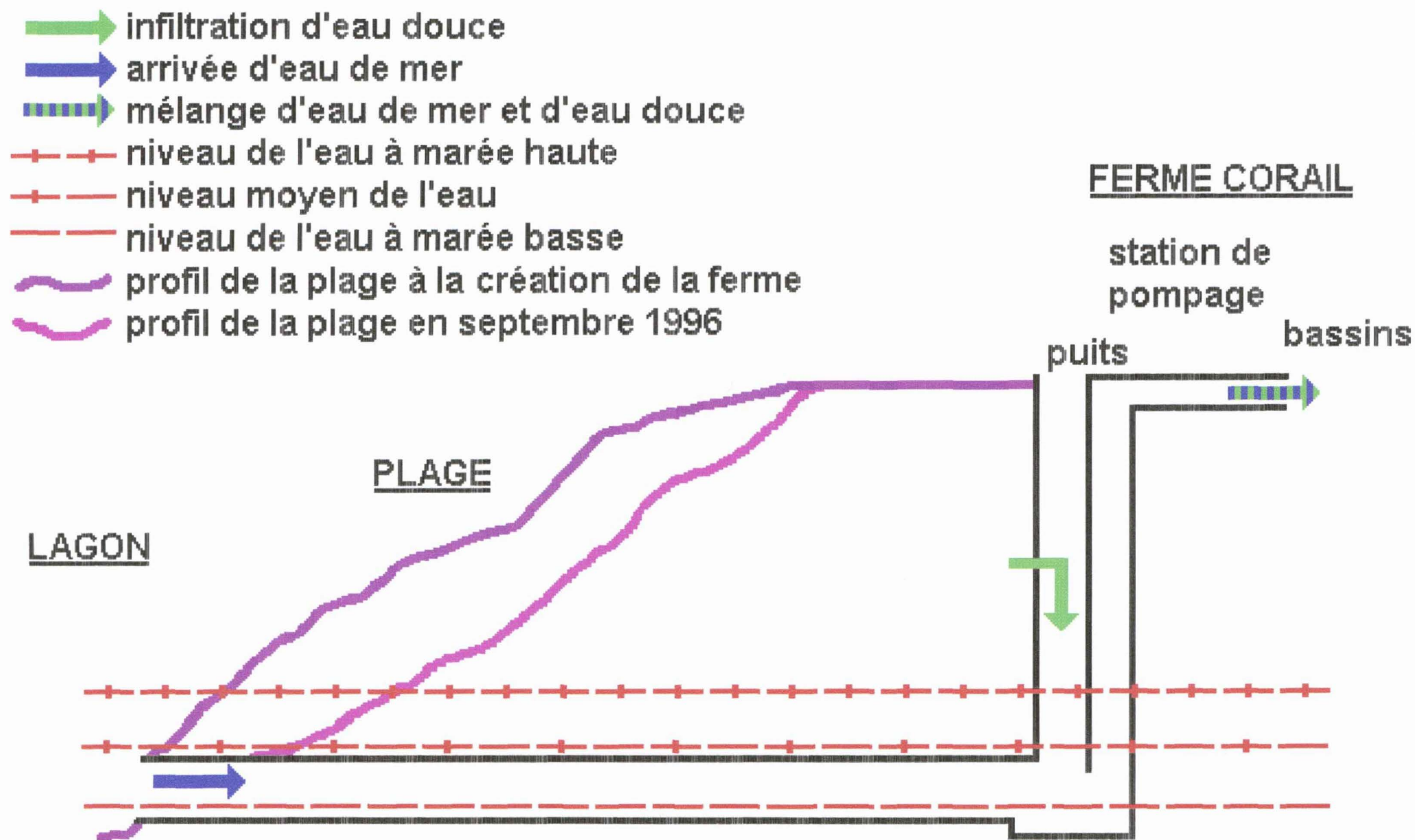


Figure 2 : le puit de la station de pompage

D'après O. Naim et P. Cuet (1987) cette eau douce serait la principale cause de l'enrichissement des eaux de la Ferme Corail en nitrate. Les quantités de sels nutritifs dosés dans l'arrivée d'eau sont analysées après le mélange de l'eau douce et de l'eau du lagon moins chargée (Fesquet J.M., Le Gall J.Y., 1985). Cela implique que l'eau douce s'infiltrant dans le puits est beaucoup plus chargée que les concentrations mesurées à l'entrée de la Ferme.

Ainsi, pour apprécier les rejets inhérents à l'activité de la SBA, il faut faire la différence entre les valeurs mesurées à la sortie des bassins et celles dosées à l'entrée du canal. Cette valeur dans la suite du travail est dénommée sous le terme de minéralisation.

2 - Les rejets de la Ferme Corail

a - Généralités

La qualité d'une eau se mesure en fonction de multiples paramètres. Ainsi, il est possible de mener une étude bactériologique, de faire des mesures des matières en suspension ou des dosages des sels nutritifs tels que les phosphates, les nitrites, les nitrates ou l'ammoniac.

L'enrichissement en sels nutritifs, habituellement présents dans les eaux douces, a différentes origines. Généralement il est la conséquence d'une activité industrielle ou agricole. Dans le cadre de la Ferme Corail, leur présence dans les eaux de rejets est liée à deux phénomènes.

Le premier ne peut être imputé à l'établissement aquacole. En effet, il est dû à l'exploitation agricole essentiellement tournée vers la canne à sucre très consommatrice d'engrais dans les "hauts". La quantité des sels nutritifs liés à cette activité peut être dosée dans l'eau du canal.

Le deuxième phénomène est dû à la production des tilapias et des tortues. En fait, l'augmentation de la teneur en sels nutritifs est non seulement due à l'excrétion des animaux et à l'aliment déversé dans les bacs lorsqu'il est en trop grande quantité, mais aussi à la décomposition des organismes vivants, tels que les poissons, après leur mort. A cela il faut ajouter les conséquences entraînées par l'excrétion des animaux qui peut être définie comme une fertilisation. Cette dernière se traduit par une augmentation de la biomasse végétale et bactérienne.

Les sels nutritifs ne sont pas sans danger pour la faune aquatique. Ainsi, R. Lavigne (1993) définit les doses létales des différents composés pour l'aquariophilie :

ammoniac NH_3 :	0,1	mg/l,
ammonium NH_4^+ :	1,0	mg/l,
nitrites NO_2^- :	0,5	mg/l,
nitrites NO_2^- :	50	mg/l (invertébrés marins),
	500	mg/l (poissons),
phosphates PO_4^{3-} :	0,15	mg/l (invertébrés marins) (Gouni A., 1995),
	16	mg/l (poissons) (Gouni A., 1995).

L'élevage des poissons et des tortues a plusieurs impacts. Ainsi, il y a, d'après Fesquet et Le Gall (1984 et 1985), une forte augmentation des matières en suspension. Ils remarquent qu'elles augmentent pendant le jour, car les animaux en nageant remettent en suspension les matières qui se sont déposées sur le fond pendant la nuit.

b - L'oxygène

La photosynthèse du phytoplancton du lagon et de la biomasse végétale, d'origine algale ou phytoplanctonique, sont les deux sources de production d'oxygène, qui permettent d'atténuer la diminution de la teneur en oxygène dans les bassins. La biomasse végétale qui se développe dans les bassins est la conséquence de la fertilisation.

La consommation de l'oxygène dissout est due à plusieurs processus :

- la respiration des poissons qui augmente avec leur activité musculaire pendant la journée. La respiration pulmonaire des tortues n'est pas prise en compte,
- la consommation alimentaire des animaux pendant la journée;
- les organismes hétérotrophes, comme les bactéries, et la décomposition de la matière organique consomment de l'oxygène.

La consommation nocturne est faible car les animaux ne sont pas nourris et ont une activité physique réduite. Ainsi, une augmentation de la teneur en oxygène est observée pendant la nuit.

Pendant la journée, la production d'oxygène ne permet pas de compenser sa consommation, mais elle l'atténue. Cette forte consommation résulte de l'alimentation des animaux et de leur activité physique.

c - Les pics de rejets

Lors des dosages des rejets de la Ferme Corail, il apparaît une inconstance des concentrations des sels minéraux d'un jour sur l'autre. En effet, quelque soient les bacs il apparaît des pics de minéralisation des sels nutritifs (graphiques 3 et 5, pages 75 et 77; tableaux 13 et 14, page 79).

① Les causes

Ces variations peuvent avoir plusieurs origines.

La première est la variation des concentrations des différents paramètres dans la station de pompage. En effet, l'heure des marées se décalant tous les jours et celle des prélèvements de l'eau à analyser étant fixe, la hauteur des marées est alors différente à chaque prise des échantillons d'eau. Ainsi, lorsque la marée est basse, au moment du prélèvement de l'eau à doser, la hauteur de l'eau dans la station de pompage est basse, et le flux d'eau douce est alors important. Cette dernière étant fortement chargée en sels nutritifs, cela se répercute sur la concentration des bacs, qui est alors augmentée, sans que pour autant les événements survenus dans le bassin soient mis en cause.

La deuxième origine de ces variations est liée à l'activité des organismes dans les bacs. Ainsi, l'aliment, qui n'est pas mangé par les animaux, se décompose en augmentant la concentration des sels nutritifs. Le même phénomène se rencontre lorsque la quantité de fèces, proportionnelle à la densité des individus, augmente.

Mais, il ne faut pas oublier les micro-organismes qui agissent à deux niveaux.

Le premier est, lors de la décomposition de la matière organique, une diminution de la teneur en oxygène et une transformation des composés chimiques par la mise en place de différents processus, comme la nitrosation ou la dénitrification.

Le deuxième phénomène provoquant des pics de rejets est, lors d'un déséquilibre de la boucle microbienne, une accumulation de sels nutritifs après les repas. Cet excès disparaît avec le renouvellement de l'eau dans le bac et réapparaît au repas suivant.

② Les conséquences

Les conséquences peuvent être classées en deux catégories :

les conséquences directes, dues à l'intoxication des poissons par les sels nutritifs en excès, peuvent être mortelles,

les conséquences indirectes, dues aux pics de nitrates, provoquent des pathologies diversement graves. Un excès de sels nutritifs augmente la biomasse de végétaux qui les assimilent.

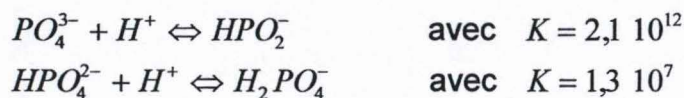
Les végétaux se comportent comme un "effet tampon" vis à vis des rejets en éléments nutritifs. Mais cette biomasse végétale, pendant la nuit, provoque une diminution accrue de la teneur en oxygène de l'eau. Les animaux, alors en état de stress, sont plus sensibles aux pathologies opportunistes.

En règle général, il faut tenter de limiter au maximum les pics de rejets des sels nutritifs et contrôler la biomasse végétale.

d - Le phosphore

Le cycle des phosphates est moins connu que celui de l'azote. Toutefois il est schématiquement donné par la figure 3, page 98 (d'après La Nature, 1983).

Le pH basique, au-dessus de 8, de l'eau de mer, a l'avantage de favoriser la nitrification, mais l'inconvénient de précipiter les phosphates, non assimilables alors par les végétaux, par le jeu des équilibres suivants (Heller R., Esnault R., Lance C., 1993) :



Où K est la constante d'association;
$$K = \frac{[AH]}{[A^-][H^+]}$$

Les teneurs en phosphate peuvent provenir des aliments mis en suspension, des produits excrétés par les animaux et de l'action des bactéries sur ces excréments (Fesquet J.M., Le Gall J.Y., 1985).

J.M. Fesquet, J.Y. Le Gall, en 1984 (publié en 1985), trouvent des valeurs de 0,1 mg/l à l'entrée et de 0,46 mg/l en sortie. Alors qu'O. Naim et P. Cuet trouvent en 1987 des valeurs en moyenne de 0,94 mg/l. En août 1996, les valeurs trouvées à l'entrée sont nettement inférieures à celles trouvées par Fesquet en 1984. Il en est de même pour les valeurs de sortie qui concernent aussi celles de Cuet et Naim. En comparant ces valeurs (même si les mesures sont faites à une période différente de l'année, elles peuvent servir d'indication), il y a une diminution de la teneur en phosphate autant dans le canal d'arrivée qu'en sortie.

L'hypothèse qui pourrait expliquer cette diminution de la quantité de phosphate dans les bassins serait que des colloïdes retiennent, par l'intermédiaire d'ions Ca^{2+} , les ions phosphoriques probablement sous leur forme trivalente PO_4^{3-} (Heller R., Esnault R., Lance C., 1993). Si cette hypothèse est admise, cela implique qu'il y aurait une augmentation des phosphates à chaque nettoyage complet des bassins. En effet, les sédiments déposés dans le fond, amenés par les pompes et par les excréments, sont évacués.

Mais la diminution de la concentration des phosphates, constatée dans le canal d'entrée, est à relier aux variations des caractéristiques de la nappe phréatique (Cuet P., communication personnelle).

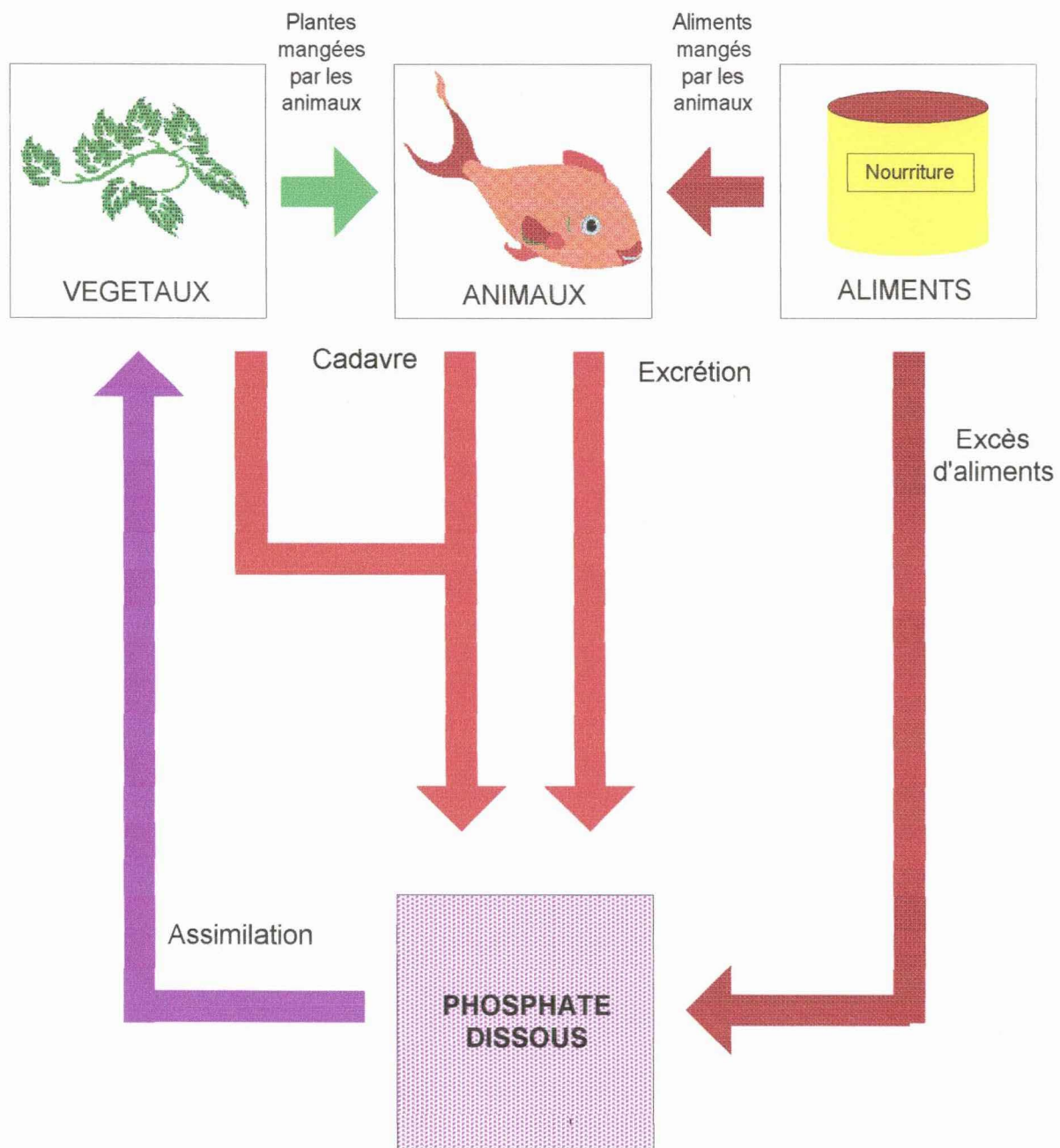


Figure 3 : le cycle du phosphore
(élaboré grâce aux logiciels Visio 4.0 et Paintbrush sous Windows 95,
d'après La Nature, 1983)

e - L'azote

L'azote est présent sous différentes formes dans l'eau. Ainsi, il y a l'ammoniac, les nitrites et les nitrates.

L'ammoniac est issu de la dégradation bactérienne et de la matière organique essentiellement composée des fèces et des aliments. Dans le cas des poissons, de l'ammoniac NH_3 est rejeté en plus de l'urée (Rieutort M., 1986). La quantité d'ammoniac reflète la quantité de déchets azotés (rejets des animaux), mais aussi de pollution, telle que l'excédant de nourriture non utilisée.

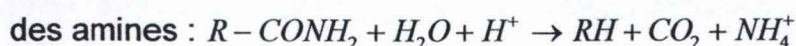
L'azote ammoniacal se présente sous deux formes : la première dissociée est l'ammonium NH_4^+ , peu toxique pour les animaux, et la deuxième non dissociée est l'ammoniac NH_3 , 100 fois plus toxique pour la faune aquatique (Degerny A., 1989).

La proportion d'ammoniac est proportionnelle au pH, à la salinité et à la température (tableau 8, page 45). Dans le cadre de notre étude, cette proportion d'ammoniac NH_3 toxique est en moyenne de 14 % par rapport à l'ammoniac total (Aminot A., Chaussepied M., 1983). La quantité d'ammoniac, agent toxique, suit donc l'évolution de l'azote ammoniacal.

L'ammoniac évolue vers plusieurs composés grâce à différentes étapes. En effet comme le montre la figure 4 de la page 100 (Barbault R., 1993), les animaux ont des excréments sous forme d'azote aminé $R-NH_2$ organique qui subiront une ammonification pour donner de l'ammonium NH_4^+ , azote inorganique. Les bactéries utilisent l'énergie libérée par ce processus de minéralisation (Barbault R., 1993).

Les concentrations trouvées à la Ferme Corail sont comprises entre 2,1 mg/l et 0,31 mg/l. Les rejets inhérents à la ferme sont inférieurs à cette dose car l'eau du canal contient déjà de l'ammoniac ($NH_4^+ + NH_3$). En effet, la minéralisation, qui est définie dans ce travail comme étant la différence des concentrations en sels nutritifs entre l'entrée et la sortie de la Ferme, est de 0,12 à 0,22 mg/l en fonction de l'aliment utilisé (tableaux 13 et 14, page 79). La comparaison avec les données de Fesquet (1984), 0,182 mg/l, et de Naim (1987), 0,138 mg/l, ne peut être qu'indicative car les données ne sont pas faites à la même période de l'année. Mais, elles restent cohérentes. De plus, Fesquet et Le Gall (1985) remarquent, en faisant des dosages en continu sur 24 heures, une augmentation de la teneur en ammoniac vers 20 heure sûrement due à l'activation de la dégradation bactérienne.

Les bactéries ammonifiantes permettent l'ammonisation qui aboutit à l'ammonium NH_4^+ à partir par exemple (Heller R., Esnault R., Lance C., 1993) :



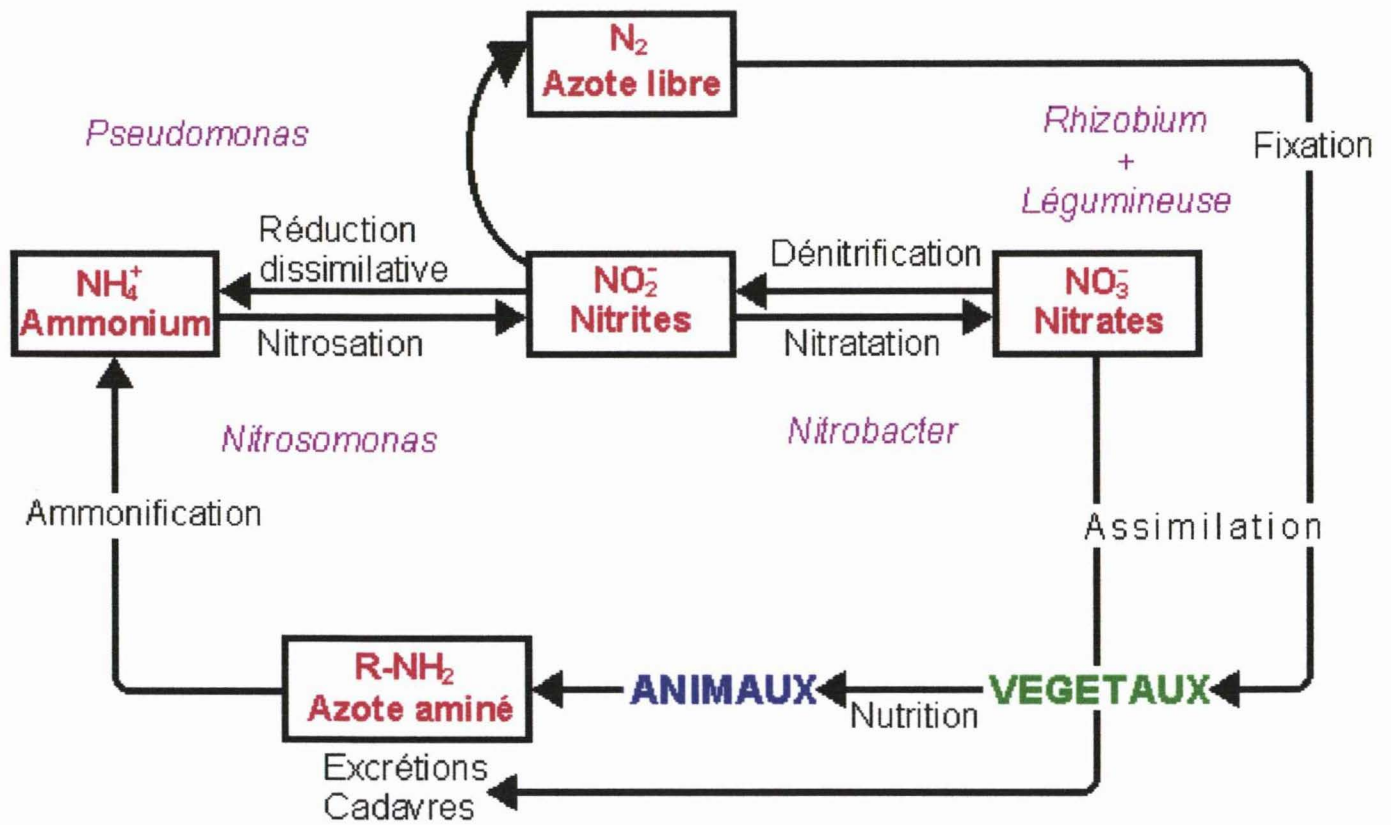
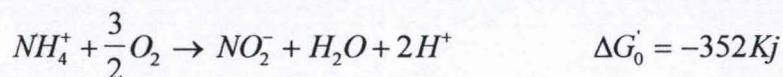


Figure 4 : voies et mécanismes fondamentaux du cycle de l'azote impliquant les êtres vivants (Barbault R., 1993)

L'ammonium va ensuite subir la nitrification, divisée en deux étapes qui est la nitrosation aboutissant à la formation de nitrites NO_2^- , qui subiront la deuxième étape, la nitratisation, donnant les nitrates NO_3^- . La nitrification se fait grâce à la microflore bactérienne présente dans le milieu (Heller R., Esnault R., Lance C., 1993).

Les bactéries nitreuses, réalisant la nitrosation, sont du type *Nitrosomonas* :



Les bactéries nitriques, réalisant la nitratisation, sont du type *Nitrobacter* :



Les conditions pour réaliser ces étapes sont réunies car il faut une température élevée (optimum à 37 °C), un pH de 8,5 et du dioxyde de carbone CO_2 afin de permettre la croissance bactérienne (Heller R., Esnault R., Lance C., 1993).

Contrairement aux résultats actuels, en 1984, J.Y. Le Gall et J.M. Fesquet (publication en 1985) trouvaient des doses inférieures de nitrite et nitrate dans le canal d'arrivée par rapport au lagon sans apporter de réponse. Ces auteurs en 1984 trouvaient des doses de nitrite 20 fois inférieures à celles de l'ammoniac en sortie de Ferme, alors qu'en 1987 O. Naim et P. Cuet trouvaient une différence qui n'était plus que d'un rapport de 10. J.Y. Le Gall et J.M. Fesquet interprétaient ces résultats par une présence insuffisante de bactéries nitrifiantes pour assurer l'oxydation de tout l'azote ammoniacal. En août 1996, les concentrations de nitrite en sortie de Ferme sont 2 fois moins élevées que celles de l'ammoniac.

Ainsi, il est permis de penser que la quantité de bactéries nitrifiantes augmente, réduisant alors le rapport entre les nitrites et l'azote ammoniacal.

En raison des problèmes techniques posés lors de leurs dosages, les valeurs des nitrates ne peuvent être prises tel quelles. Par contre elles permettent de voir une diminution de ces quantités entre l'entrée et la sortie des bassins. Deux phénomènes sont à prendre en compte : le premier est que les nitrates n'augmentent pas et le deuxième est qu'ils diminuent.

Le fait qu'ils n'augmentent pas est lié au faible rendement de la nitrification, passage des nitrites aux nitrates, qui est approximativement de 5 % (Heller R., Esnault R., Lance C., 1993). De plus, la régénération de la matière organique est lente, elle se fait suivant l'ordre suivant: ammonium NH_4^+ , nitrites NO_2^- puis nitrates NO_3^- . Le renouvellement de l'eau étant important (40 %/heure) les nitrates n'ont pas le temps de s'accumuler.

D'après Pascale Cuet (communication personnelle), du laboratoire d'écologie marine de la Faculté des Sciences de St Denis (Ile de la Réunion, France), d'autres hypothèses peuvent être avancées.

La première est qu'un composé de l'aliment bloque la nitrification, mais les fabricants n'indiquent la présence d'aucun composé de ce type dans les produits qu'ils livrent.

La diminution des nitrates peut être liée à sa fixation par les végétaux, comprenant les algues et le phytoplancton, présents dans le bassin. En effet, Fesquet en 1984 (publication en 1985) a mesuré des taux de chlorophylle plus importants en sortie de bassin qu'en entrée. Toutefois la fixation de l'azote se fait préférentiellement dans l'ordre suivant : ammoniac puis nitrate. Il devrait donc y avoir aussi une diminution de l'ammoniac, or ce n'est pas le cas dans les bassins de 40 m³. Par contre, dans les bassins de 2 m³, la diminution des sels nutritifs, dont l'ammoniac, corrélée à un développement algal, indique que ce phénomène a bien lieu. Ainsi, l'apparition des sels nutritifs est plus importante que leur assimilation dans les grands volumes d'eau.

Un autre hypothèse expliquant la diminution des nitrates est une dénitrification, c'est à dire le passage de nitrate et nitrite vers l'azote gazeux N_2 , dans les bacs. En effet, en milieu récifal c'est un phénomène qui augmente avec la température, car l'augmentation de cette dernière inhibe partiellement la deuxième étape de la nitrification, c'est à dire le passage des nitrites NO_2^- vers les nitrates NO_3^- . De plus la dénitrification serait favorisée par les sédiments récifaux, de faible teneur en carbone organique et des teneurs moyennes en oxygène (Cuet P., communication personnelle).

f - En résumé

D'une façon générale, la biomasse végétale, qui assimile les sels nutritifs (Legall J.Y., Fesquet J.M., 1984) permet une amélioration de la qualité de l'eau qui se traduit par une diminution des teneurs en composés minéraux. La minéralisation de ces derniers dans les bacs de 2 m³ (graphique 5, page 77) diminue globalement dans le temps, pour devenir même négative, alors que dans le même temps une croissance des algues sur les parois des bacs est observée. En effet aucun nettoyage de ces bacs n'a été fait pendant le protocole des analyses chimiques.

3 - Les rejets dus aux aliments

a - Généralités

Il est rappelé que la minéralisation correspond à la différence entre les concentrations de sortie de bassins et celles de l'entrée du canal afférent de la Ferme. De plus, les variations des concentrations des sels nutritifs sont imputées aux aliments poissons distribués dans les bassins. En effet, la biomasse des tortues est considérée comme égale d'un bassin à un autre par le responsable de la Ferme, et l'aliment distribué aux tortues *Chelonia mydas*, l'Aqualife 14.90, est proportionnel à leur biomasse. Ainsi, il peut être considéré que l'impact des tortues est égal d'un bassin à un autre. De plus, l'eau est prélevée dans la masse, et non dans la pipe d'évacuation, pour ne pas doser de fortes concentrations de rejets résultant de la décomposition d'un poisson mort qui serait coincé dans la pipe.

Les principaux résultats qui nous intéressent sont ceux concernant les bacs de 40 m³, car il reflète l'état actuel de l'exploitation de la Ferme. Les résultats des bacs de 2 m³ permettent de confirmer ceux trouvés dans les bacs précédents.

Un aliment est considéré comme étant de bonne qualité lorsque son utilisation par les animaux est maximale. Cela implique que les protéines contenues dedans doivent être non seulement consommées mais aussi assimilées par l'organisme afin d'assurer les fonctions essentielles, tel que l'excrétion, la respiration, la mobilité, ..., ainsi que la croissance des tissus qui intéresse le producteur. Donc, une protéine qui ne sera pas assimilée transitera par le système digestible et se retrouvera dans les fèces. Ce mauvais emploi des protéines se traduit par un indice de consommation élevé.

Des rejets élevés peuvent traduire deux choses. Soit un aliment de bonne qualité possédant un fort taux protéique (souvent indiqué en % par le fabricant) une énergie digestible forte qui se manifeste par un taux de conversion faible. Soit un aliment de mauvaise qualité qui se caractérise généralement par des taux protéiques importants, une énergie digestible faible et un indice de conversion fort.

b - La comparaison entre les différents aliments

A partir de cela, il peut être mis en évidence les différentes qualités des aliments mis à disposition à la Ferme Corail pour nourrir les tilapias *Oreochromis mossambicus*. Ainsi, il faut observer que les concentrations en sels nutritifs dans les bacs tentent de suivre la quantité d'aliments distribués. Toutefois, aucune relation mathématique reliant ces deux paramètres n'a pu être mise en évidence.

Dans les protocoles concernant les bassins de 40 m³, l'aliment qui a le plus de rejets est l'Aqualife 14, celui qui en a le moins est l'Aqualife 13. Les aliments Aqualife 17 et l'A 20 G sont proches l'un de l'autre pour les phosphates et les nitrites, alors que l'ammonium est supérieur dans les rejets de l'Aqualife 17 (graphique 3 et 5, page 75 et 77).

Ainsi, bien que les aliments Aqualife 14 et A 20 G aient été trop distribués (la justification est donnée dans le chapitre "les aliments pour poissons", page 125) cela n'a pas eu de conséquences quant à l'ordre établi ci-dessus. En effet, ce même ordre est respecté dans le protocole concernant les bacs de 2 m³ où l'aliment est distribué *ad libitum*.

En corrélant les indices de consommation, les rejets, les taux protéiques et l'énergie digestible, il apparaît que l'aliment le plus mal utilisé est l'A 20 G avec des rejets proches de ceux de l'Aqualife 17, mais un taux protéique de 35 % (contre 42 %) et une énergie de 2737 kcal/kg (contre 4500 kcal/kg) (tableau 1, page 26). C'est à dire que les protéines se retrouvent pour une partie dans les fèces sans avoir été assimilées par l'organisme.

Le cas de figure de l'Aqualife 13 est différent, en effet avec le taux protéique le plus faible, une énergie digestible de 3800 kcal/kg, il est normal que ses rejets soit les plus faibles. Il démontre une bonne utilisation de ses protéines par les poissons.

Ceci est aussi le cas de l'Aqualife 17 qui a des rejets inférieurs à ceux de l'Aqualife 14 mais un taux de conversion inférieur.

Les forts rejets de l'Aqualife 14 sont dus à un fort taux protéique (45 %) et un emploi moins optimal de leur utilisation (4050 kcal/kg). Cela se traduit par les meilleurs gains journaliers et un taux de conversion inférieur à celui de l'Aqualife 17 (tableau 1, page 26).

c - En résumé

Le choix d'un aliment peut avoir des conséquences importantes sur le plan de la qualité de l'eau. Ainsi, l'aliment à plus forts rejets est l'Aqualife 14, alors que l'aliment à plus faibles rejets est l'Aqualife 13. Les deux autres aliments, l'Aqualife 17 et l'A 20 G, sont intermédiaires. Par conséquent, pour un objectif ne se basant que sur la réduction des rejets, le choix de l'aliment devrait se porter sur l'Aqualife 13 comme premier choix, puis l'Aqualife 17. Il faut éviter l'Aqualife 14.

4 - L'impact des rejets sur l'écosystème

a - Les mécanismes de l'eutrophisation

Les forts taux de phosphates, ammoniac, nitrites et probablement de nitrates sont les indicateurs de pollution. Or, en sortie de la Ferme Corail, il n'y a pas de retraitement de l'eau usée qui est rejetée directement dans le milieu. Comme le montre la figure 1 de la page 20 (Fesquet J.M., Le Gall J.Y, 1985), la bouche d'évacuation se situe à la sortie du lagon. Ces mêmes auteurs, en 1984, expliquent le phénomène de chasse d'eau permettant l'évacuation vers le large de l'eau qui arrive dans le lagon et provenant de la Ferme (figure 5, page suivante). Cette évacuation s'accompagne d'une dilution.

A l'époque de la construction de la Ferme, les autorités n'avaient pas permis que les bouches d'entrée et de sortie soient plus au large. Or, depuis la mise en service des installations, M Chabeau, le maître d'œuvre de la Ferme Corail, qui travaille là depuis son ouverture, a constaté le changement morphologique de la plage (figure 2, page 92). En effet, le sable remonte sur la plage entraînant un décalage du niveau de la plage vers le bas. Ainsi, la bouche d'évacuation est moins au large qu'à sa construction. L'effet chasse d'eau est réduit et des phénomènes d'eutrophisation du milieu s'accroissent.

Pour R. Barbault (1993), l'eutrophisation du milieu passe par 4 stades (figure 6, page 107) :

- ✧ au stade I, le milieu soumis à une pollution croissante accumule dans ses eaux, d'importantes quantités de sels minéraux nutritifs,

- ✧ au stade II, cet enrichissement en éléments nutritifs déclenche une prolifération d'algues dans l'épilimnion; la surcharge en biomasse végétale entraîne une diminution de la transparence des eaux; l'activité photosynthétique se trouve ainsi concentrée dans les eaux eutrophes, au niveau des premiers mètres au-dessus de la surface (au lieu de s'étendre sur plusieurs dizaines de mètres comme dans les eaux oligotrophes). Tous ces phénomènes contribuent à accroître la quantité d'oxygène dissout dans les eaux superficielles,

- ✧ au stade III, la mort et la décomposition d'une masse importante d'algues entraîne la consommation rapide de l'oxygène encore contenu dans les couches profondes de la masse d'eau, celle-ci se trouve nettement séparée par une chimiocline horizontale des eaux superficielles riches en oxygène; la vitesse de sédimentation des limons benthiques s'accroît; avec l'appauvrissement en oxygène de l'hypolimnion, il y a une prolifération de la matière végétale dans les couches superficielles,

- ✧ au stade IV, enfin, la déplétion totale de l'oxygène dans les couches profondes entraîne l'apparition de fermentation anaérobie; le dégagement d'hydrogène sulfuré et d'ammoniac en est le symptôme caractéristique. Le stade ultime d'une telle évolution est un état septique, entièrement azoïque.

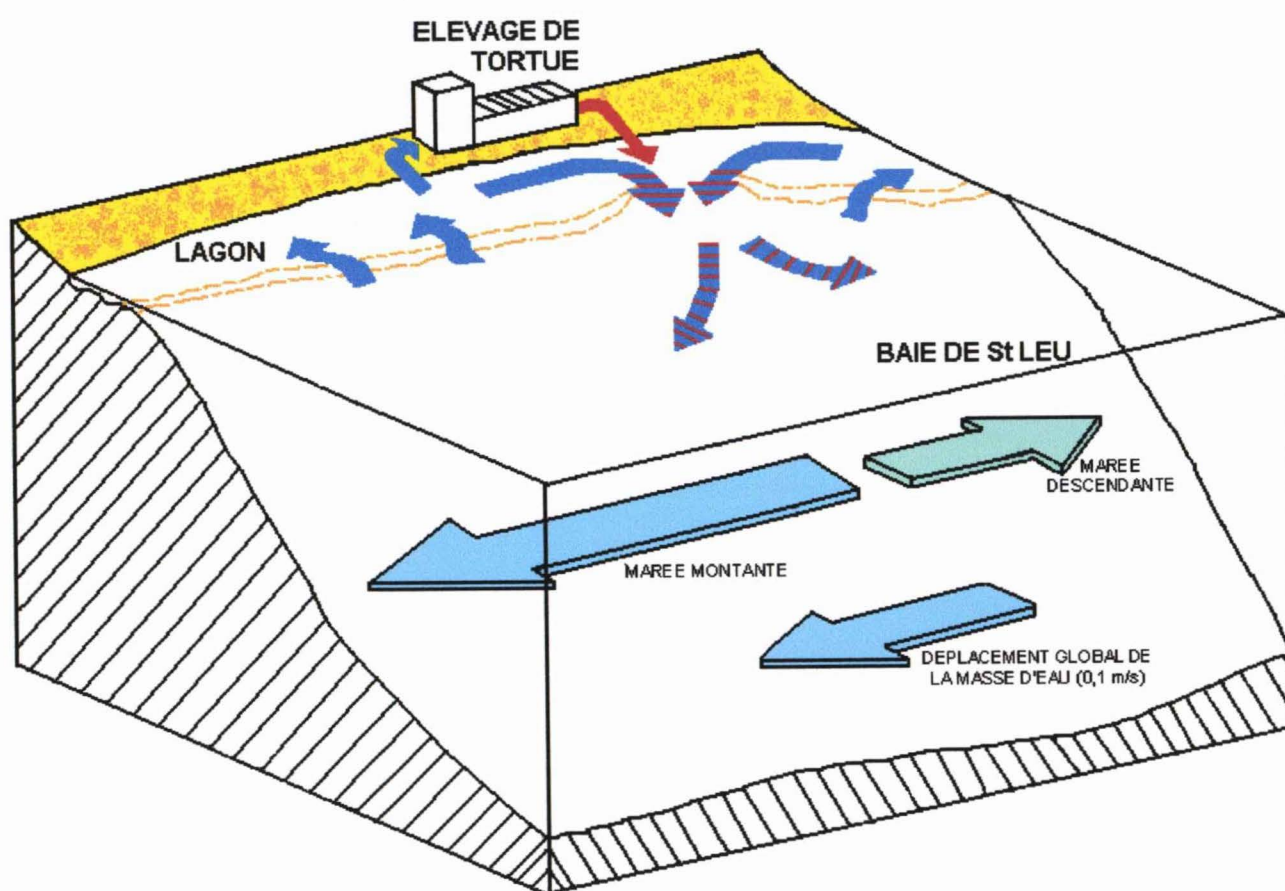


Figure 5 : schéma du système hydrologique de l'ensemble Ferme Corail, lagon et baie de S^t Leu (d'après Fesquet J.M., Le Gall J.Y., 1984)

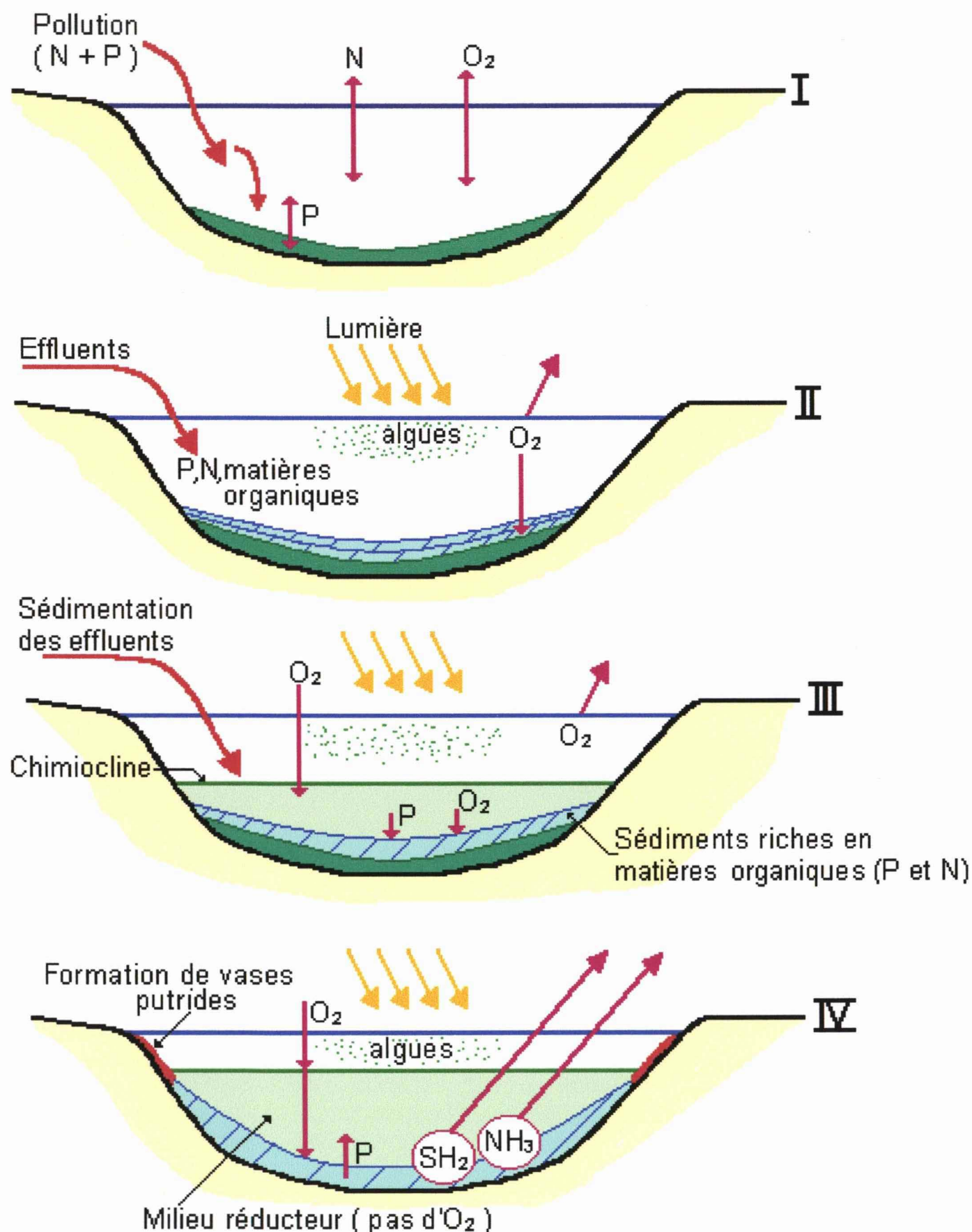


Figure 6 : schéma des principales phases de l'eutrophisation des eaux
(d'après Barbault R., 1993)

Dans le cadre du lagon de la Ferme Corail, l'eutrophisation ne va pas jusqu'au bout du stade IV décrite par Barbault. En fait, le lagon est peu profond. Cela se voit les jours de grande marée où tout le lagon a son corail hors de l'eau. La conséquence en est que la houle, importante à St Leu, brasse la masse d'eau sur toute la hauteur.

Donc l'eau ainsi brassée, ne peut conduire à l'établissement d'une chimiocline horizontale et des conséquences qui en découlent. D'ailleurs, la mesure de l'oxygène dissout dans le canal afférent de la Ferme Corail démontre que c'est loin d'être un milieu où règne une déplétion totale de l'oxygène.

Par contre, l'eutrophisation conduit à une dégradation de l'état du corail à la sortie du lagon, qui s'observe par l'aspect anormal de la barrière lors de son survol aérien. L'eutrophisation du milieu se traduit par une prolifération des algues qui aboutit à deux phénomènes. Le premier est la mort du corail qui se trouve recouvert d'algues et se fragilise. Le deuxième phénomène découle du premier : les poissons brouteurs de corail ne trouvent plus de quoi se nourrir, disparaissent et sont remplacés par des poissons herbivores.

O. Naim et P. Cuet (1987) observent, du côté de l'océan, la forte présence d'oursins *Echinometra mathaei* (jusqu'à 30 individus/m²) et d'alcyonnaires, qui, présents ponctuellement dans la partie nord, forment ici un véritable faciès. Le substrat de la zone interne, formé de galets basaltiques et de sable blanc, est entièrement recouvert d'algues filamenteuses, de type entéromorphe, auxquelles sont associées des aplysies herbivores.

La croissance importante d'algues filamenteuses du côté de la plage est favorisée par l'enrichissement, dû aux effluents de la Ferme Corail, de l'eau en sels nutritifs et matière organique. Du côté océan, les alcyonnaires se développent abondamment. Ils sont reconnus pour remplacer les coraux, qui sont des bio constructeurs, lors de changements de conditions écologiques du milieu. L'expansion des alcyonnaires, comme celui des clonès, est réputée pour être liée à la présence de matière organique dans le milieu.

Depuis 1979 (date à laquelle Faure a fait une étude de point zéro sur l'implantation de la Ferme Corail), O. Naim et P. Cuet (1987) remarquent que les peuplements coralliens sont beaucoup moins riches. Il y avait déjà des algues en abondance et des clones, mais les alcyonnaires étaient très peu développés. Ceux ci se sont abondamment développés sur la pente externe (côté océan) et ont pris le pas, entre 1979 et 1987, sur les organismes bio constructeurs (coraux). Ces derniers étaient florissants en 1979 et ils représentaient alors une couverture madréporique atteignant 65 à 75 % de la surface. De plus, il y avait une grande diversité d'espèces. En 1979 aucun alcyonaire n'était mentionné sur la pente externe.

b - Les améliorations possibles

La qualité de l'eau de la Ferme Corail reste dans les normes autorisées par la circulaire du 6 juin 1953 toujours en vigueur à la Réunion. Pourtant avec les nouvelles directives, décrites par la circulaire de mai 1991, qui passe par la définition des zones en différentes catégories, zones industrielles, habitées, protégées, ..., ces normes vont changer. Jusqu'à maintenant, Didier Liot, du Laboratoire d'Epidémiologie et d'Hygiène du Milieu du Conseil Général de la Réunion à St Denis, déclare ne pas encore avoir défini les zones à la Réunion. Ainsi, les futures normes de rejets de la Ferme Corail ne sont pas encore connues.

Toutefois, mieux vaut anticiper et ainsi apporter des changements aboutissant à l'amélioration, ou tout au moins au maintien, de la qualité de l'eau. Il serait judicieux de mettre plus au large les bouches d'entrée et de sortie de l'eau de la Ferme. Cela éviterait les coupures d'approvisionnement en eau de la Ferme, et donc des pics de relargage des sels minéraux dans le lagon quand l'eau revient. Il serait de même intéressant d'avoir une oxygénation plus importante des bassins. Elle pourrait se faire soit par un oxygénateur (fort coûteux) ou par une arrivée de l'eau en cascade dans les bassins. De plus, il existe des systèmes qui permettent de réduire la quantité de sels nutritifs, comme le biodrum entraînant une diminution de l'ammoniac (Cheong L., Chan F.K., Wong F.J., Chou R., 1987). Il serait aussi pertinent de travailler avec les végétaux qui sont de grands assimilateurs de sels nutritifs. Il pourrait être construit un bac de décantation à la sortie de la ferme, dans lequel les algues se développeraient afin de réduire les rejets en sel nutritifs. Il pourrait y être aussi adjoint un filtre à tambour pour récupérer les matières en suspension.

5 - En conclusion

Dans l'avenir avec la perspective de grands changements à la Ferme Corail, tel que la redéfinition des normes de rejets ou la construction possible d'un centre de la tortue, il faut dès à présent trouver des solutions aux problèmes des rejets de l'établissement. Il faudrait les réduire tout autant pour des raisons écologiques évidentes, législatives, que pour des raisons d'image de marque.

Les solutions proposées passent par le choix d'un aliment. Ainsi, il faut choisir en priorité un aliment à faible rejet. Dans le cadre de notre étude l'Aqualife 13 doit être favorisé, puis l'Aqualife 17 pour minimiser les rejets. Mais, il faudrait aussi penser à des changements d'infrastructures, au niveau des bâtiments et du circuit de l'eau, et à d'autres techniques permettant de réduire les rejets de sels nutritifs dans les effluents de la Ferme.

II - LA FERTILISATION

1 - Généralités

La fertilisation est l'introduction dans un bassin d'engrais organiques qui permettent d'augmenter la ressource alimentaire des espèces présentes. Dans le cas particulier de la Ferme Corail, la fertilisation des bassins est due aux rejets des tortues et non à des ajouts de la part du pisciculteur. La fertilisation est donc liée à la polyculture présente sur l'exploitation.

Toutefois, il est difficile de quantifier l'impact de cette fertilisation. En effet, il faudrait mettre en place un protocole, irréalisable à la SBA, comprenant des bassins avec seulement des tilapias et d'autres associant des tortues et des tilapias. Comme exposé dans le protocole, les biomasses en tortues dans les bassins étant proches et leur alimentation étant proportionnelle à leur biomasse, l'impact des tortues est considéré comme constant d'un bac à un autre.

2 - La polyculture de la Ferme Corail

La principale association qui existe lie le tilapia *Oreochromis mossambicus* et la tortue verte *chelonina mydas*. Ces deux espèces ne sont mises en présence l'une de l'autre que lorsque le tilapia atteint une taille suffisante pour ne pas être tué par les tortues. En effet, bien que classées parmi les herbivores, des tortues vertes ont été observées mangeant des poissons. Ces derniers sont transférés dans les bacs de 40 m³ à un âge de 6 mois pour un poids de 70 grammes environ.

Les avantages de ce type de culture sont d'abord d'ordre économique. En effet, la diminution du stock de tortues vertes permet une exploitation d'un espace géographique laissé libre qui est utilisé de façon différente. En effet, les poissons, par leur respiration branchiale, sont beaucoup plus dépendants vis à vis du milieu aquatique que les tortues qui ont une respiration pulmonaire donc aérienne.

Les poissons tirent aussi un avantage important du point de vue de l'alimentation. Effectivement, ils mangent les miettes laissées par les tortues quand elles croquent leurs granulés. Les tilapias valorisent les fèces des tortues en les broutant.

Un avantage non négligeable est que les tortues mangent les poissons malades ou morts. Cela limite les risques de contagion des maladies. Par contre, il devient alors impossible de déterminer le nombre de décès dans un bac.

Les inconvénients ne sont pas à ignorer. Ils se présentent lorsque des pathologies contagieuses se déclarent dans les bassins. A cet instant, les poissons atteints, attirent la prédation des tortues. Il est essentiel dans ces conditions de traiter au plus vite les bassins où de telles maladies se déclarent, car les poissons qui ont été mordus gravement par les tortues deviennent invendables. Cela représente alors une perte financière importante.

Il existe un autre niveau d'association à la Ferme Corail qui joue un rôle moindre. Il est constitué par les animaux qui entrent dans la ferme en étant aspirés par les pompes.

Ainsi, de petits mérous pénètrent dans les bassins. Ils y sont laissés car ils limitent la reproduction dans les bassins d'élevage. Ils exercent une prédation sur les alevins nés de femelle mise par erreur en grossissement lors du sexage manuel. Ces mérous permettent une économie d'aliment.

Par contre, les anémones représentent un inconvénient important, car elles sont urticantes et peuvent provoquer des lésions cutanées chez les poissons.

3 - Modes d'action

L'augmentation de la ressource alimentaire liée à la fertilisation se fait par trois voies (Lazard J., à paraître) :

- ✧ la stimulation de la production primaire qui se fait grâce aux sels minéraux contenant essentiellement des éléments azotés et phosphorés. Les végétaux utilisent directement une partie de la fraction minérale lors de la photosynthèse. Une autre partie de cette fraction vient de l'action des bactéries qui digèrent la fraction organique et du plancton mort,

- ✧ la consommation directe de l'engrais par les poissons qui ne permet pas toutefois à elle seule une croissance importante des tilapias,

- ✧ l'incorporation à la chaîne hétérotrophe qui passe par le développement de bactéries et de protozoaires sur la matière organique.

4 - L'importance des différentes voies

Les seuls végétaux des bassins sont représentés par une fine couche d'algues qui se développe sur les parois. Le Gall et Fesquet (1985) ont dosé une teneur en chlorophylle supérieure en sortie par rapport à l'entrée des bacs. Cela indique un développement phytoplanctonique au sein de ces bassins.

La biomasse végétale sur les parois est réduite par la prédation des poissons et tortues, les traitements préventifs au formol et le nettoyage complet du bassin lorsqu'un nouveau stock de poissons est mis en place dans le bassin. Cette faible biomasse ne peut en aucun cas représenter une part importante de l'alimentation des poissons ou tortues.

Toutefois, elle ne doit pas être négligée car elle permet l'incorporation des sels nutritifs et contribue alors à l'amélioration de la qualité de l'eau permettant de meilleures performances zootechniques. Ainsi, lorsque l'ammoniac diminue, des auteurs, travaillant sur un hybride *O. niloticus*, observent une amélioration des taux de conversion qui baissent de 2,41 à 2,32 et des gains journaliers qui augmentent de 1,30 à 1,66 g/j (Cheong L., Chan F.K., Wong F.J., Chou R., 1987).

Les sels nutritifs sont sans doute rapidement évacués. En effet, dans les bassins, il n'y a jamais apparition de bloom phytoplanctonique. Cela est dû au renouvellement important de l'eau des bacs (40 % par heure). De plus, il n'y a pas de couche importante de limon sur le sol comme dans un étang. Cela se constate lorsque le fond des bassins est nettoyé entre deux cohortes de poissons. Donc la vie bactérienne ne se développe pas de façon aussi importante qu'en étang.

La consommation directe des fèces des tortues par les poissons peut être considérée comme négligeable. La majorité de l'azote présent dans ces fèces n'est pas utilisable par les poissons car il est sous forme non protéique (ammoniac et urée).

La voie hétérotrophe est représentée par le développement des bactéries et des protozoaires autour des fèces des tortues. Cette flore se développe lorsque la teneur en oxygène est supérieure à 1 mg/l oxygène. Le CO₂ dégagé est utilisé par les végétaux qui réalise la photosynthèse.

Au vue de la taille importante des fèces des tortues, ces derniers ne peuvent être ingérés passivement par les poissons. Mais, les tilapias brouteraient ces fèces afin d'assimiler la partie digestible, c'est à dire les bactéries et les protozoaires qui se sont développés autour. La partie minérale traverse le système digestif sans être affectée, se retrouve dans les fèces des poissons où elle pourra être de nouveau colonisée (Lazard J., communication personnelle).

Cette voie hétérotrophe représente sans doute une part non négligeable de l'alimentation des poissons. Jérôme Lazard (à paraître) rapporte une expérimentation de Schroeder réalisée en 1983 montrant que 20 à 40 % de la croissance des tilapias hybrides provient des fientes de poulets et 80 à 60 % de la photosynthèse. Toutefois, nous ne pouvons quantifier exactement cet apport dans le cadre de cette étude, car il faudrait faire une étude du contenu stomacal des poissons.

5 - Les conséquences de la fertilisation

a - Les paramètres physico-chimiques de l'eau

Les déjections animales ont deux conséquences principales sur la qualité de l'eau :

- ✧ la première est une diminution notable de la teneur en oxygène dans les bacs due à une DBO (demande en oxygène) importante,
- ✧ la deuxième est une augmentation importante en ammoniac.

L'ensemble des interactions de l'écosystème des bacs est récapitulé dans la figure 7 de la page 114.

① L'oxygène

Les végétaux, lorsqu'ils réalisent leur photosynthèse pendant le jour, produisent de l'oxygène (O_2) et consomment du dioxyde de carbone (CO_2). En fait, la photosynthèse masque la respiration des végétaux. Par contre, la nuit la photosynthèse ne se réalisant pas, il ne reste que la respiration végétale qui se traduit par une consommation d'oxygène et une production de dioxyde de carbone (Barbault R., 1993).

La biomasse végétale, due à la fertilisation du milieu, augmente d'environ 1 mg/l de la teneur en oxygène pour l'ensemble des bacs pendant la journée. Dans ce cas, la photosynthèse permet de contrebalancer la diminution de la teneur en oxygène due à l'activité animale et bactérienne.

La nuit, la consommation en oxygène est accrue. Les poissons sont alors en concurrence avec la biomasse végétale pour cette ressource. A la Ferme Corail les densités sont d'environ 50 individus par m³. Cela peut être considéré comme relativement faible par rapport aux densités de 100 à 300 individus/m³ expérimentées par Watanabe, Clark et leurs collaborateurs en 1990. Ainsi, le risque d'asphyxie la nuit est réduit par ces faibles densités en poissons. Toutefois, lorsque les conditions deviennent défavorables, ce facteur doit être pris en compte.

Ainsi, la fertilisation des bassins se traduit par une variation de la teneur en oxygène nycthémérale accrue (Lazard J., à paraître).

② L'ammoniac

L'accumulation de matières organiques dans les étangs peut conduire à la production de substances toxiques, telle que l'ammoniac, due à l'installation de conditions anaérobies (Lazard J., à paraître). Dans les bassins de la Ferme Corail, ce risque est négligeable. En effet, il y a peu de limon dans le fond des bacs qui sont bétonnés. De plus, la nage active des tortues remet en suspension ce limon qui est alors oxygéné et dont une partie est évacuée vers le canal de sortie.

Ce risque est réduit encore par la fixation de l'ammoniac par les végétaux (Barbault R., 1993) et les bactéries de type *Nitrosomonas* (Heller R., Esnault R., Lance C., 1993). De plus, il faut y ajouter le dégagement gazeux dans l'atmosphère (Lazard J., à paraître).

③ Les autres paramètres

Le renouvellement de l'eau étant très important, les variations de pH ne sont pas très importantes. Le pH, qui est proche en moyenne 8,20, est celui prévisible pour l'eau de mer.

Jérôme Lazard (à paraître) rapporte qu'une fertilisation augmente la turbidité de l'eau. A la SBA, il faut toutefois remarquer que la nage active des tortues participe activement à la remise en suspension des dépôts.

b - La qualité du poisson

Des études sont menées actuellement à la Ferme Corail sur les qualités organoleptiques des poissons et leur conservation afin d'optimiser leur commercialisation sur le marché réunionnais. D'après Jérôme Lazard (à paraître), qui rapporte les observations de Hopkins et Cruz (1982), il y a une amélioration des qualités de la chair des poissons qui sont en élevage recevant des engrais. Cette amélioration est constatée même si le séjour en eau fertilisée est bref.

Si la production des tilapias est gardée lors de l'arrêt de l'exploitation de tortues vertes, il suffira d'installer les bacs des poissons à la sortie des bassins des tortues pour qu'ils conservent leur qualité organoleptique.

Le consommateur est souvent rebuté par les produits où intervient une fertilisation organique fréquemment représentée par des lisiers. A la SBA, il n'y a pas de prise de conscience du consommateur d'une fertilisation des bassins par les tortues. Ainsi, l'association tortue-tilapia n'est qu'une cohabitation de deux espèces.

c - Les aspects sanitaires

Les risques sanitaires dus aux fertilisations organiques ont pour origine des bactéries, protozoaires, plathelminthes ou des nématodes contenus dans les déjections d'animaux terrestres (Lazard J., à paraître).

Dans le cas de la Ferme Corail, le risque semble nettement limité car les deux espèces sont produites dans le même espace. Ainsi, les organismes présents dans les fèces des tortues sont déjà dans le bassin. Il n'y a donc pas importation de nouveaux organismes par les rejets des tortues.

Les tortues étant des reptiles et les tilapias des poissons, les pathologies des uns ne se transmettent pas obligatoirement aux autres. Ainsi, les dermatoses observées fréquemment chez les tortues élevées en captivité et à forte densité ne se transmettent jamais aux poissons. De même, les pathologies contagieuses des poissons qui se sont déclenchées au mois d'août 1996 dans les bacs G13-1 et G20-1 (403 et 408 sur la figure 1 de la page 20) ne se sont nullement propagées aux tortues.

6 - L'intérêt de la fertilisation pour la croissance

Dans les pays en voie de développement, la fertilisation est souvent une alternative intéressante à une alimentation artificielle. Elle permet une diminution du taux de conversion et une augmentation des rendements lorsqu'elle est couplée à une alimentation classique. Il y a alors économie de protéine, car le tilapia bien qu'alimenté avec un granulé riche en protéine va reporter une partie de son alimentation sur les produits issus de la fertilisation. Ainsi, Jérôme Lazard rapportant les expériences de Schroeder en 1983 indique que seulement 40 % de la croissance vient des granulés.

A la Ferme Corail, l'apport des tortues ne représente pas la part essentielle de l'alimentation des tilapias, mais plutôt un appoint.

En effet, il n'est pas certain, comme expliqué précédemment que 20 à 40 % de la croissance des tilapias hybrides provient des déjections des reptiles, alors que c'est le cas pour les fientes de poulets (Lazard J., à paraître).

III - LES PERFORMANCES DE CROISSANCE

1 - Généralités

Comme expliqué dans le protocole, la biomasse des tortues est considérée comme constante d'un bac à un autre. Leur nourriture étant proportionnelle à leur biomasse, il est estimé que les variations observées dans les bacs sont dues aux aliments des poissons.

La croissance des poissons est liée à de multiples facteurs. Le premier est l'espèce utilisée. Mais, il faut considérer aussi le sexe et le comportement de l'animal, les conditions d'élevage, l'alimentation, ...

La croissance du poisson ne pourra se faire que si tous les autres besoins énergétiques, qui sont la respiration, excrétion, digestion, mobilité, ..., sont couverts.

L'utilisation de l'énergie alimentaire est donnée par la figure 8 de la page suivante (Lazard J., à paraître). Toutefois, les poissons économisent de l'énergie car ils n'ont pas à réguler leur température (ce sont des poïkilothermes), leur excrétion est sous forme d'ammoniaque (et non d'urée) (Lazard J., à paraître) et ils ne luttent pas contre la gravité de leur corps, étant portés par l'eau.

Pour apprécier les performances d'un aliment, il faut tenir compte de :

- ✧ la croissance journalière, qui se définit comme le gain de poids pris par jour pour un individu,
- ✧ l'indice de consommation (IC), ou taux de conversion (TC) ou quotient nutritif (Qn), qui se définit comme le rapport entre la quantité d'aliment distribué et le gain de biomasse pendant le temps de l'élevage.

Ainsi, un aliment peu performant se définit comme ayant une croissance journalière faible et un taux de conversion élevé.

Enfin, un aliment trop distribué a son taux de conversion qui augmente sans que cela influe sur la croissance.

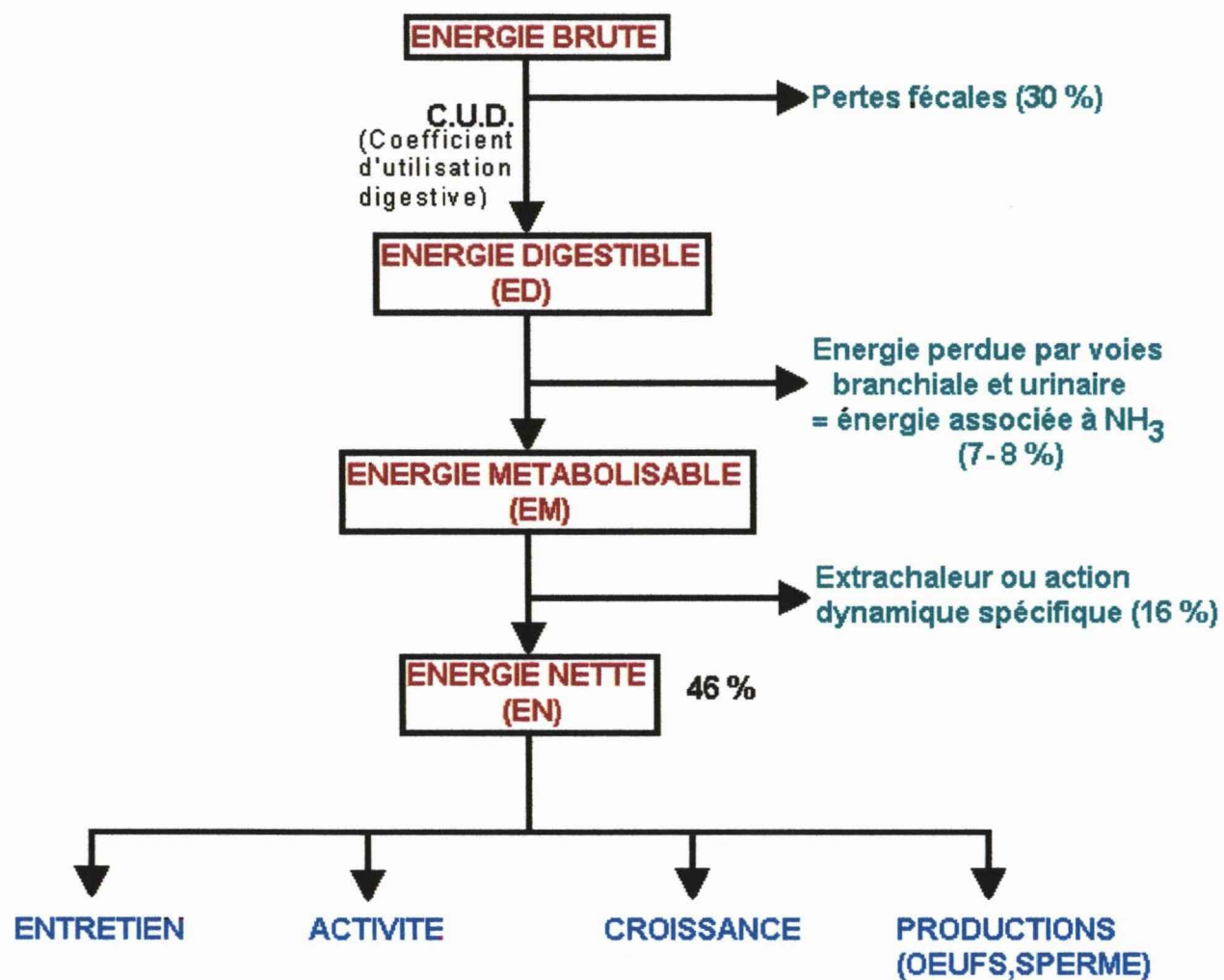


Figure 8 : utilisation de l'énergie alimentaire chez le poisson (Lazard J., à paraître)

2 - La survie

Dans le protocole PA2 qui concerne les poissons élevés seuls, les deux morts ont été causées lors du nettoyage des bacs par la manipulation des caisses.

Bien qu'il soit difficile de dénombrer le nombre de morts dans les bassins où les tortues sont présentes, il n'y a pas de grandes mortalités, sauf lors de pathologies contagieuses importantes des poissons.

Dans ce dernier cas, cela est très visible sur les animaux et ne peut être imputé à l'aliment. Ainsi, la deuxième semaine d'août 1996 les poissons des bacs G13-1 et G20-1 sont tombés malades. Les plus gros dommages sur les tilapias ont été causés par la prédation des tortues.

Le responsable de l'exploitation estime qu'il y a une perte de 10 % du cheptel lors de son séjour en bassin de grossissement. Toutefois, ces pertes sont en majorité dues à des évasions. Les fuyards sont retenus dans le canal d'évacuation par une grille afin qu'ils n'aillent pas dans le lagon. Dans ce même canal, les tilapias se reproduisent, augmentant alors leur nombre.

Ainsi, il ne peut pas être considéré que les aliments testés ont un effet létal sur les poissons.

3 - Le sexe et le comportement de l'animal

Après un sexage manuel, alors que les poissons ont un poids d'environ 70 g, la SBA a choisi de ne garder que les mâles qui présentent de meilleures performances de croissances (Doudet T., 1991). Les femelles sont destinées à la friture et sont vendues à un prix moindre.

Les observations qui sont faites sur l'*Oreochromis mossambicus* élevé à la SBA, tendent à démontrer que ce sont des animaux ayant un fort comportement de groupe. En effet, dans les bassins de 40 m³, les tilapias restent groupés. Cela s'observe sur la photo 2 de la page 18. Lorsqu'ils sont nourris, il faut que l'aliment soit distribué de façon à déclencher l'approche d'une dizaine de poissons pour que l'ensemble des individus du bac vienne se nourrir. Pour arriver à cela, il suffit de jeter une grosse poignée de granulés à l'eau. Si le stimulus n'est pas assez important les tilapias ne viennent pas.

Des observations, dues à la peur dans le bac P13-2 (18 sur le plan, page 20), confirment ce comportement de groupe. En effet, 10 jours après la mise en service du bassin de pêche à la ligne au mois d'août, les poissons avaient systématiquement peur lorsque le nourrisseur s'approchait, même s'ils avaient faim.

Cette peur est due au jeune public de la pêche à la ligne qui venait tremper leur main dans le bac. Elle se propageait au groupe dès que 2 à 3 individus étaient stressés. Après l'isolation du bac par un grillage, il a fallu plus de dix jours pour que ce comportement de stress cesse complètement.

D'après Suresh A.V. et Kwei Lin (1992), le stress provoque l'augmentation de l'hormone prolactine qui contrôle l'osmorégulation (Prunet P., Bornancin M., 1990). Cela a pour conséquence une diminution de la capacité à osmoréguler. De plus le stress provoque une diminution de la prise alimentaire (Lazard J., communication personnelle). Il semble que le stress n'ait pas duré assez longtemps pour affecter les résultats des performances alimentaires qui sont proches de ceux du bac P13-1.

4 - Les conditions d'élevage

a - La salinité

A la Ferme Corail, le cycle d'élevage se fait entièrement en eau de mer. D'après, des études menées sur l'hybride red florida, la croissance est plus rapide en eau de mer qu'en eau douce ou en eau saumâtre (Watanabe W.O., Ernest D.H., Olla B.L., Wicklund R.I., 1989). Les mêmes auteurs mettent en avant que la salinité inhibe les comportements territoriaux et donc l'agressivité des animaux. Ainsi, des poissons qui n'ont pas à défendre un territoire peuvent consacrer toute leur énergie à grossir.

En outre, la croissance plus rapide en eau de mer est due à une augmentation de la consommation de l'aliment et une diminution des taux de conversion (Watanabe W.O., Ernest D.H., Olla B.L., Wicklund R.I., 1989) et (Suresh A.V., Kwei Lin C., 1992).

Lorsque la salinité augmente, la tolérance à faible teneur en oxygène diminue, car le métabolisme provoque une augmentation de l'exigence en oxygène (Watanabe W.O., Clarck J.H., Dunham J.B., Wicklund R.I., Olla B.L., 1990). En effet, l'osmorégulation se fait grâce à la prolactine et l'activité ATPasique, grande consommatrice d'énergie et d'oxygène, augmente en eau de mer (Prunet P., Bornancin M., 1990).

b - La température

Les variations nocturnes et diurnes sont importantes dans cette étude. Toutefois, la baisse de la température n'est jamais critique au point d'inhiber la croissance (Suresh A.V., Kwei Lin C., 1992).

D'après les tables de rationnement (tableaux 3 à 5, page 28 à 30), plus la température augmente, plus les poissons consomment de l'aliment et plus ils ont des gains journaliers importants.

c - La densité

Certains auteurs démontrent que les fortes densités, comprises entre 100 et 300 individus/m³, minimisent les variations de tailles, mais qu'elles n'influencent pas les taux de conversion et la croissance (Watanabe W.O., Clarck J.H., Dunham J.B., Wicklund R.I., Olla B.L., 1990). Les mêmes auteurs avancent que les fortes densités inhibent l'agressivité des poissons.

Toutefois, il faut aussi tenir compte du volume mis à disposition. En effet, dans les deux protocoles expérimentés à la SBA, les densités sont d'environ 50 individus/m³. Dans les bacs de petits volumes (2 m³) les poissons ont eu des comportements territoriaux qui n'ont pas été observés dans les grands bassins (40 m³). Le comportement territorial des poissons, bien qu'étant tous des mâles, se traduit par une volonté de nidification.

d - La disponibilité en oxygène

N'ayant pas d'oxygénateur à la Ferme Corail, il est nécessaire de surveiller attentivement le taux d'oxygène qui fluctue en fonction de plusieurs paramètres.

Le premier est la quantité d'oxygène contenue dans le lagon. En effet, le matin elle est moins importante que le soir car pendant la journée le phytoplancton marin réalise la photosynthèse.

Le deuxième paramètre est la consommation des tilapias, il est recommandé de ne pas nourrir les poissons pour des teneurs inférieures 3 mg/l, car en dessous de ce seuil, les poissons montrent des signes de stress (Watanabe W.O., Clarck J.H., Dunham J.B., Wicklund R.I., Olla B.L., 1990). Il est rare que ces conditions ne soient pas respectées à la SBA. Toutefois, les recommandations des fabricants, entre autre Biomar qui indique une teneur de 90 % oxygène en sortie de bassins pour alimenter, ne sont jamais remplies.

La qualité de l'aliment aussi joue un rôle sur la quantité d'oxygène. Il est conseillé, d'utiliser de l'Aqualife 13 lorsque les conditions deviennent défavorables, car il demande moins d'oxygène pour être consommé. Par contre, l'Aqualife 14 est très fortement déconseillé dans les mêmes conditions.

La variation de la disponibilité en oxygène se fait par différents facteurs. La fertilisation dans les bassins permet au phytoplancton de se développer. Il augmente la teneur en oxygène le jour par la photosynthèse et la diminue la nuit par la respiration. La biomasse des hétérotrophes, dont les bactéries, est toujours consommatrice d'oxygène. Cependant, il faut tenir compte du problème lié au changement morphologique de la plage. En effet, de plus en plus les pompes d'alimentation en eau s'ensablent et s'arrêtent, limitant par la même l'oxygénation des bacs.

5 - La composition de L'aliment

a - Les lipides

Les lipides, substances insolubles dans l'eau, sont une source importante d'énergie et de réserve facilement mobilisable si l'aliment vient à manquer. Les acides gras essentiels sont ceux que les animaux ne peuvent synthétiser : ils doivent donc être apportés par l'aliment. Chez le tilapia, ils appartiennent à la série n-6. De plus, les acides gras sont vecteurs des vitamines A, D, E et K (Lazard J., à paraître).

Jérôme Lazard donne les valeurs énergétiques suivantes (1 cal = 4.186 J) :

- ✧ 1 g de lipides a une valeur énergétique de 37,7 kJ soit 9,0 kcal,
- ✧ 1 g de protides a une valeur énergétique de 24,6 kJ soit 5,9 kcal,
- ✧ 1 g de glucides a une valeur énergétique de 13,4 kJ soit 3,2 kcal.

Il n'est donc pas étonnant que l'Aqualife 17, avec 22 % de lipides, est la valeur énergétique la plus forte et inversement l'A 20 G avec 6 % la plus faible.

Toutefois, l'augmentation de la teneur en lipides chez *O. Niloticus* n'améliore pas la croissance, mais n'a pas d'effet négatif non plus (Lazard J., à paraître).

b - Les glucides

Les glucides comprennent les sucres, l'amidon, la cellulose, ... Les meilleurs utilisateurs sont les poissons herbivores. Toutefois, la cellulose n'est pas digérée par les poissons (Lazard J., à paraître).

Ainsi, plus un aliment contient de cellulose moins il est avantageux, car il augmente sa part non digestible. De ce point de vue l'A 20 G avec 4,5 % de cellulose est nettement en retrait par rapport aux autres.

c - Les protéines

Les protéines sont constituées par des acides aminés. Un certain nombre de ces derniers ne peuvent pas être synthétisés par les animaux: ce sont les acides aminés essentiels. Ils doivent donc être apportés par l'alimentation. Chez le poisson, ils sont au nombre de dix : arginine, histidine, isoleucine, leucine, lysine, méthionine, phénylalanine, thréonine, tryptophane et valine (Lazard J., à paraître).

La qualité d'un aliment n'est pas uniquement conditionnée par la teneur en protéines, indiquée généralement par le fabricant en pourcentage. Elle varie aussi en fonction de la composition en acides aminés, de la digestibilité des protéines, des autres composants (acides gras, glucides) et de l'équilibre protéine / énergie : les besoins en protéines sont couverts lorsque l'équilibre entre tous les acides aminés est assuré. L'aliment perd de sa qualité s'il manque un seul acide aminé essentiel (Lazard J., à paraître).

Les fabricants, Biomar et Urcoopa, n'ont pas désiré communiquer la teneur en acides aminés de leurs aliments. Toutefois, Biomar indique l'utilisation de farines animales. Cela permet de penser que la méthionine et la lysine, souvent absentes dans les matières premières d'origine végétale (Lazard J., à paraître), sont présentes dans leurs aliments. L'usage de farine animale étant fréquent dans les aliments industriels, il est pratiquement certain qu'Urcoopa en utilise.

Les aliments testés ont des caractéristiques différentes. Du point de vue de la teneur en protéine, il y a deux groupes d'aliments : celui à faible teneur qui regroupe l'Aqualife 13 et l'A 20 G, et celui à forte teneur qui regroupe l'Aqualife 17 et l'Aqualife 14.

6 - La valorisation des aliments

a - La croissance et le quotient nutritif

① Les aliments pour poissons

D'après certains auteurs, les forts taux protéiques inhibent la croissance (Watanabe W.O., Clarck J.H., Dunham J.B., Wicklund R.I., Olla B.L., 1990). Ces auteurs observent ce phénomène en comparant un aliment à 32 % de protéines et un autre à 28 %. Dans le cadre de cette étude, il n'y a pas répétition de ces observations. En effet, en comparant les gains journaliers des aliments Aqualife 17, Aqualife 14 et Aqualife 13 quel que soit le protocole, la croissance augmente avec le taux de protéines.

Un autre facteur important qu'il faut prendre en compte, est la qualité des protéines qui se traduit par leur énergie digestible. Ainsi, un aliment à fort taux protéique et à faible énergie digestible n'est pas avantageux. En effet, les protéines représentent une part importante dans le prix de revient de l'aliment. Si elles ne sont pas digérées et donc pas rentabilisées, il y a une perte financière. Une protéine de mauvaise qualité ne sera pas assimilée par l'organisme. Elle sera excrétée alors dans les fèces sans avoir été valorisée. Cela se traduit par de fortes concentrations en éléments azotés et phosphatés dans l'eau.

Afin de pouvoir comparer les performances des aliments, il est rappelé que les taux de conversion des deux protocoles sont considérés comme semblables. Cependant, les gains journaliers sont plus faibles dans le protocole PA2 car le poids initial des animaux est plus faible que dans le protocole PA1.

Les poissons ont une croissance beaucoup plus lente lorsqu'ils atteignent 200 g, comme le montre les courbes de croissance (graphique 6 et 7, page 82 et 83). Il faut aussi remarquer que les aliments Aqualife 14 et Aqualife 17 ont la croissance la plus régulière. Ceci est confirmé par les gains journaliers les plus importants, et se remarque surtout dans les bacs de 2 m³ où tous les poissons ont le même poids de départ. Quelque soit le protocole, l'aliment A 20 G a les courbes de croissance et les gains journaliers les plus faibles.

Ainsi, en recoupant les résultats des analyses de l'eau des rejets et ceux des tests alimentaires (taux de conversion et croissance journalière), il apparaît que l'aliment A 20 G, pour les deux protocoles, peut être considéré comme un aliment peu performant.

Mais, il semble avoir trop été distribué dans les bassins de 40 m³. D'après les estimations, dont les modalités sont fournies dans le chapitre suivant (la contribution des tortues, page 127), le taux de conversion de cet aliment serait en fait de 1,907 (les calculs sont donnés page 65 et les résultats sont communiqués page 85).

Le taux de conversion de l'A 20 G est plus élevé de 40 %, en élevage associé, et 44,8 %, en élevage seul, que le meilleur indice de consommation, celui de l'Aqualife 17. Son gain journalier est 32 % plus bas que celui de l'Aqualife 14. Les protéines contenues dans l'aliment A 20 G ne sont pas assimilées par l'organisme et se retrouvent dans les rejets alimentaires. Ces derniers sont proches de ceux de l'Aqualife 17, alors que la teneur en protéines, proche de celle de l'Aqualife 13, est faible. Ceci est confirmé par l'énergie digestible de cet aliment qui est la plus faible.

Par contre, l'Aqualife 17 présente une bonne utilisation de ces protéines, qui se traduit par les meilleurs taux de conversion, dans les deux protocoles, et des rejets proches de ceux de l'A 20 G, alors que son taux protéique est nettement supérieur.

Il y a donc une bonne valorisation des protéines qui sont assimilées par l'organisme. Les performances de cet aliment, sont proches de celle de l'Aqualife 14 avec une croissance journalière de 1,8 % plus faible, mais des taux de conversion 3,9 % et 1,8 % plus forts, respectivement en élevage associé et seul.

L'Aqualife 13 ne peut pas être considéré comme un aliment très performant. En effet, son taux de conversion (1,429) est d'environ 19 % plus élevé que le meilleur, et sa croissance journalière (1,115) est 15,6 % plus élevée que celui de l'Aqualife 14.

Pour les aliments Aqualife 14 et Aqualife 13, l'optimisation de l'usage des protéines ne se ferait pas de la même façon selon les deux protocoles. En effet, les tilapias utiliseraient mieux l'aliment Aqualife 13 lorsqu'ils sont en association avec les tortues. Alors que s'ils sont seuls, c'est l'Aqualife 14 qui serait le mieux valorisé. Cela se traduit par l'ordre inversé des taux de conversion pour ces deux aliments entre les deux protocoles.

Toutefois, cette observation doit être modulée. En effet, parmi tous les aliments, et pour les deux protocoles, l'Aqualife 14 a les meilleurs gains journaliers. Mais, son quotient nutritif (Qn) est supérieur à celui de l'Aqualife 13 dans le protocole PA1, alors que c'est l'inverse pour le protocole PA2. De plus, contre toute attente, son quotient nutritif dans le protocole PA1 (élevage avec tortue) est supérieur à celui du protocole PA2 (élevage sans tortue).

Ainsi, il semble que l'Aqualife 14 a été trop distribué dans les bacs de 40 m³. Cela se manifeste par une augmentation de l'indice de consommation. De la même façon que pour l'A 20 G, son taux de conversion peut être estimé. La valeur serait de 1,188 (les calculs sont donnés page 65 et les résultats sont communiqués page 85).

Mais en comparant les performances de l'Aqualife 17 à celles de l'Aqualife 14, il semble que l'assimilation des protéines de ce dernier, soit moins bonne. Cela se traduit par un quotient nutritif plus grand dans les deux expérimentations, des rejets plus importants et un taux protéique plus fort pour l'Aqualife 14. La suralimentation ne semble pas influencer le gain journalier.

D'une façon générale les gains journaliers trouvés ou estimés dans notre étude sont très différents de ceux rencontrés dans les références bibliographiques. Ainsi, Doudet T. (1991) trouve des indices de consommation de 1,84 avec un gain journalier de 1,73 et un indice de consommation de 3,10 avec un gain journalier de 1,41 respectivement pour les espèces *O. aureus* et un hybride *O. mossambicus* X *O. nilotiques* (poids de départ environ 150 g et de fin 370 g). Pour d'autres espèces d'*Oreochromis* et leurs hybrides, le même auteur trouve des croissances journalières allant de 1,56 à 1,69 g/j et des taux de conversion allant de 1,32 à 1,61. En fait les résultats des expériences sont difficilement comparables car ils dépendent des espèces et des conditions d'élevages difficilement reproductibles dans une structure commerciale comme la SBA.

De même, Luquet P. (1990) trouve, pour l'*O. mossambicus*, un indice de consommation de 1,7 avec une ration contenant 35,7 % de protéines. Cela se situe dans la fourchette de l'Aqualife 17 qui est dosé à 42 % de protéines. Mais, les poissons dans les expériences de Luquet, sont d'un poids inférieur.

② La contribution des tortues

Elle se fait par deux voies :

- ✧ la première peut être considérée comme directe. Les poissons avalent les miettes laissées par les tortues lorsqu'elles mangent leurs granulés de grandes tailles,
- ✧ la deuxième est la fertilisation déjà décrite dans un chapitre précédent. Les tilapias utilisent le phytoplancton et les organismes hétérotrophes, dont les bactéries, qui se sont développées à partir des déjections des tortues (figure 7, page 114).

Ainsi, pour pouvoir évaluer la contribution des tortues, il faut partir de 2 principes :

✧ le taux de conversion du protocole PA2 est proche du taux de conversion prenant en compte l'apport des granulés tortues dans le protocole PA1, et qui est noté, dans les tableaux récapitulatifs des données journalières des bacs de 40 m³, "taux de conversion total". Cela implique que le taux de conversion des poissons est égal pour les deux protocoles,

✧ l'impact sur les taux de conversion de la contribution des tortues est égal à l'apport des granulés tortues part rapport au total de l'aliment. Cela signifie, que la quantité d'aliment utilisée pour calculer ce quotient nutritif, est la somme des 15 % d'aliment distribué aux tortues et de l'aliment donné aux poissons.

Il faut observer que ces deux principes sont respectés pour les aliments Aqualife 17 et Aqualife 13. En effet, les taux de conversion de ces deux aliments prenant en compte la quantité d'aliment apportée par les tortues, calculés dans le protocole PA1, sont proches de ceux du protocole PA2. La différence entre eux pour les deux protocoles est de moins de 5 % (4,3 % pour l'Aqualife 17 et 2,4 % pour l'Aqualife 13).

En partant de ces deux principes, il faut donc observer que l'Aqualife 14 et l'A 20 G ont été trop distribués dans les bacs de 40 m³, il est permis d'estimer leur taux de conversion pour l'aliment poissons.

Ainsi, le quotient nutritif imputé à l'Aqualife 14 et à l'A 20 G serait respectivement de 1,188 et de 1,907 (tableaux 17 et 18, page 85). Pour trouver cette valeur, il faut prendre la valeur des quotients nutritifs de l'aliment poissons dans PA2 auxquels il faut soustraire 26,7 % et 33,8 % respectivement pour l'Aqualife 14 et l'A 20 G. Ceci représente la part de l'aliment tortue noté "ratio aliment".

Stéphane Ciccione estime que les poissons récupèrent directement 15 % de l'aliment tortue (communication personnelle), c'est à dire par la voie directe. Cette quantité représente environ 30 % de l'alimentation totale des poissons.

En réalité, il semble que la part de la voie directe est surestimée par rapport à la voie passant par la fertilisation. En effet, la fertilisation, par la production de phytoplancton et bactéries, est une source alimentaire non négligeable dans l'alimentation des poissons. Ainsi, la part revenant à la voie directe doit être inférieure aux 15 % estimés par Stéphane Ciccione.

Par contre, le chiffre de 15 % de l'aliment tortue distribué semble être un bon indicateur de la contribution totale des reptiles. Cela représente 30 % des quotients nutritifs des poissons. Ainsi, pour obtenir les mêmes gains journaliers lorsque les poissons sont seuls, il faut distribuer approximativement 30 % d'aliment poisson en plus.

b - Les prix de revient

Le coût de production du tilapia passe par le choix de l'aliment, un plan d'occupation des structures et une politique de vente.

En effet, le temps d'occupation des structures, dont les bassins, est diminué lorsque le taux de croissance est grand, et il est allongé lorsque le poids à la vente est augmenté. Un temps d'occupation des bassins réduit et une densité par bac augmentée permettent de diminuer le coût de l'immobilisation des structures.

Le coût de l'aliment est augmenté quand le quotient nutritif et le prix de l'aliment au kilo sont accrus.

Le coût fixe a deux composantes et il ne varie pas en fonction de l'aliment choisi :

✧ la première est représentée par les frais de vente qui incluent les frais de la commercialisation confiée à une coopérative AQACOOOP (livraison des poissons, démarchage des clients par le commercial, ...) et la publicité. Ces coûts de commercialisation sont constants quel que soit l'aliment ou le poids de vente,

✧ la deuxième composante du coût fixe est le prix de revient du juvénile qui est diminué lorsque le poids de vente est augmenté.

Pour mener cette étude, les gains journaliers qui ont été utilisés, sont ceux trouvés dans les bassins de 40 m³, car ils correspondent à une variation de poids, comprise entre 100 g et 350 g. Les indices de consommation pris en compte sont (tableaux 17 et 18, page 85) :

✧ pour le mode d'élevage "sans tortues", ceux du protocole PA2 :

1,592 pour l'Aqualife 17,
1,621 pour l'Aqualife 14,
1,948 pour l' Aqualife 13,
2,881 pour l'A 20 G,

✧ pour le mode d'élevage "avec tortues", ceux du protocole PA1 :

1,142 pour l'Aqualife 17,
1,188 pour l'Aqualife 14 (estimé),
1,433 pour l' Aqualife 13,
1,907 pour l'A 20 G (estimé).

En effet, le prix de revient d'un aliment ne doit pas être surestimé par les erreurs de distribution.

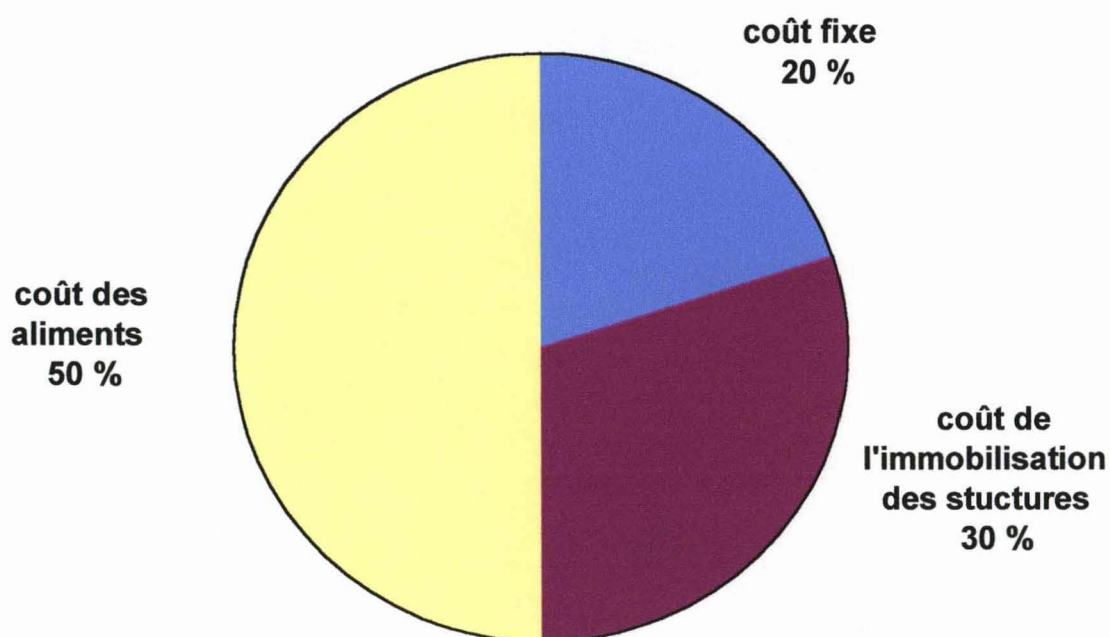
La répartition des charges actuellement est en moyenne de :

- ✧ 45 % coût fixe (prix du juvénile et publicité),
- ✧ 40 % coût de l'immobilisation des structures (entretien des bacs, salaires et amortissement),
- ✧ 15 % coût de l'aliment.,

Ce type de répartition des charges est typique de celui rencontré dans les piscicultures des Départements et Territoires d'Outre-Mer (Lazard J., communication personnelle).

En France Métropolitaine la répartition des charges est la suivante (graphique 9), (Lazard J., communication personnelle) :

- ✧ 20 % coût fixe (commercialisation et prix de revient des juvéniles),
- ✧ 30 % coût de l'immobilisation des structures (salaires, amortissement des bassins, électricité, , ...),
- ✧ 50 % coût de l'aliment.



Graphique 9 : répartition des charges dans une pisciculture en France Métropolitaine

L'aliment le plus rentable économiquement est l'Aqualife 14, quelles que soient les densités, les modes d'élevage et les poids de vente envisagés. L'Aqualife 17 a des prix relativement proches. En effet, les prix sont de 1,5 % (pour 50 individus/m³ de nos jours) à 2,4 % (pour 200 individus/m³ en 1997) plus chers pour l'Aqualife 17 par rapport à l'Aqualife 14.

Pour l'Aqualife 13 et l'A 20 G, les prix sont tellement élevés qu'il vaut mieux songer ne pas les utiliser. En effet, ils sont de 15 % à 18 % plus chers que l'Aqualife 14.

Il faut en un premier lieu remarquer que quelle que soit la situation, la fertilisation par les tortues fait baisser le prix de revient d'environ 5 %. Par la suite, la situation envisagée dans le cadre de l'analyse financière est l'élevage avec une fertilisation. Il permet d'augmenter les marges bénéficiaires.

Dans le cadre de l'exploitation de l'*Oreochromis mossambicus* à la Ferme Corail, deux situations sont envisagées : la première est la situation rencontrée en 1996, et la deuxième est celle qui se présentera fin 1997.

En 1996 les charges des bassins, telles que les amortissements, les salaires ou les coûts financiers (électricité, ...) sont répartis pour 67 % aux tortues et 33 % aux poissons. En 1997, ces charges seront uniquement imputées aux poissons qui seront alors seuls. Les coûts de nouveaux bassins sont actuellement à l'étude. Afin de pouvoir réaliser une étude des futurs coûts de production, le coût de l'amortissement de 2200 francs français a été conservé, ainsi que les frais financiers et les charges salariales. La construction future de bassins plus petits que ceux présents en ce moment devrait permettre de conserver ces coûts.

En 1996, il n'est pas avantageux de vendre des poissons à 400 g, car le prix de revient est augmenté de 5,4 % par rapport au prix des poissons vendus à 350 g. Cela s'explique par le fait que le temps d'occupation des bassins est allongé quand les poissons font 400 g. Ce coût de l'immobilisation des structures n'est pas compensé par l'abaissement des frais fixes et une densité (50 individus/m³) plus faible.

En 1997, avec l'arrêt de l'exploitation des tortues, la seule solution pour diminuer le prix de revient du kilo de poisson, est l'augmentation des densités qui doit passer de 50 individus/m³ à 200 individus/m³ environ. Par rapport à septembre 1996, le prix du poisson peut être diminué de 17,2 % pour l'Aqualife 14. Cette augmentation des densités et le maintien des différentes charges actuelles (amortissement, salaires,...) permettront de conserver la répartition présente des divers coûts dans le prix de revient du poisson (graphique 8, page 89).

En 1997, il sera avantageux d'atteindre un poids de vente de 400 g. En effet, le prix est abaissé d'environ 2,2 % en élevage associé et de 1,9 % environ en élevage *Oreochromis mossambicus* seul, lorsque le poids passe de 350 à 400 g par individu. Alors qu'actuellement, au vue des faibles charges, le prix est augmenté de 4,7 % si le poids de vente passe de 350 g à 400 g.

Le mode d'élevage joue un rôle important. En effet, l'abaissement des coûts est de 2,9 % à 2,6 % respectivement pour l'Aqualife 17 et l'Aqualife 14 pour des charges de 50 individus/m³. Il est de 6,4 % à 5,7 % respectivement pour l'Aqualife 17 et l'Aqualife 14 pour des charges de 200 individus/m³.

Les prix de vente actuellement sont de 50, 45 et 75 francs français toutes taxes comprises (la TVA est de 2,5 % à la Réunion) respectivement pour les grossistes, en promotion et au détail (pêche à la ligne).

En 1996, les marges bénéficiaires suivant les aliments sont très variables :

- ✧ en promotion elles s'étalent de 3,2 % (43,566 FF/kg pour l'A 20 G) à 18,5 % (37,128 FF/kg pour Aqualife 14),
- ✧ pour les grossistes, elles vont de 12,9 % (A 20 G) à 25,7 % (Aqualife 14),
- ✧ pour le public, elles s'étalent de 42 % (A 20 G) à 51 % (Aqualife 14).

En 1997, les marges bénéficiaires seront augmentées :

- ✧ en promotion elles iront de 11,1 % (35,493 FF/kg pour l'A 20 G) à 31,7 % (35,493 FF/kg pour l'Aqualife 14),
- ✧ pour les grossistes elles iront de 29,1 % (A 20 G) à 38,5 % (Aqualife 14),
- ✧ pour le public de 52,3 % (A 20 G) à 59,1 % (Aqualife 14).

Actuellement, La SBA réalise des marges bénéficiaires très confortables et en 1997 elle pourra encore les augmenter de façon plus ou moins importante suivant les bassins qu'elle décidera de construire. Ainsi, l'exploitation de l'*Oreochromis mossambicus* démontre sa rentabilité économique surtout lorsqu'il y a utilisation des effluents des tortues.

7 - En conclusion

Un producteur veut connaître les performances d'un aliment qui lui permettent de déterminer le coût de revient de son poisson.

Dans le cadre de notre étude, l'aliment qui doit retenir l'attention, de part ses performances, est l'Aqualife 14. Mais, il est suivi de près par l'Aqualife 17 qui a des coûts de production 1,5 % plus élevé. Par contre, l'Aqualife 13 et l'A 20 G sont des aliments peu intéressants du point de vue zootechnique. La suralimentation, synonyme de perte financière, des bassins de 40 m³ pourrait être évitée par l'installation de distributeurs d'aliments à volonté.

Un intérêt particulier doit être porté sur l'utilisation des effluents des tortues qui permet, même si les poissons et les tortues sont dans des bassins différents, une baisse notable des coûts de production par une économie de 30 % environ d'aliment.

En 1997, la rentabilité de l'exploitation passe par une augmentation des densités par bassin qui devront être d'environ 200 individus/m³ et par l'utilisation des effluents des tortues. Une étude de marché doit permettre de définir la quantité de poissons que le marché réunionnais peut absorber. La construction d'une nouvelle exploitation piscicole, en sortie de centre de la tortue, implique une diminution du nombre et de la taille des bassins actuels pour des raisons de restriction de place. Le nombre total d'individus actuel pourrait donc ne pas être augmenté.

Il sera sans doute nécessaire d'abaisser le prix de vente de 10 francs par kilo de poisson.

En effet, son prix actuel ne lui permet pas de se positionner correctement sur le marché réunionnais. Le commercial d'Aquacoop explique qu'il n'arrive à augmenter le volume des ventes qu'en proposant régulièrement des promotions.

Ainsi, l'abaissement du prix de vente en 1997 permettrait d'augmenter le volume des ventes et par la même d'écouler l'augmentation de la production. Pour ces raisons, Stéphane Ciccione aimerait baisser ce prix de vente de 10 francs. Mais, pour l'instant il se refuse à le faire, car cela mettrait en péril la filière du gueule rouge, tilapia d'eau douce, produit par plusieurs pisciculteurs à l'Ile de la Réunion.

Conclusion

Une étude, menée du 29 mai au 21 septembre 1996, a été demandée par la Société Bourbonnaise d'Aquaculture afin d'émettre des recommandations pour la conduite d'élevage du tilapia *Oreochromis mossambicus*. Elles doivent porter sur le choix d'un aliment parmi les quatre mis à la disposition de l'établissement pour nourrir les tilapias élevés actuellement en association avec les tortues marines *Chelonia mydas*. Dès la fin de 1997, l'association entre ces deux espèces ne sera plus possible dans sa forme actuelle. En effet, à cette date la construction d'un centre de la tortue devrait de voir le jour.

L'étude est basée sur le dosage des sels nutritifs, dus à l'alimentation et à l'excrétion des animaux dans chaque bac. Des tests alimentaires permettent de définir le quotient nutritif et le gain journalier des quatre aliments utilisés à la Ferme Corail. L'intérêt de cette étude est de définir l'aliment le plus performant économiquement.

Les résultats obtenus permettent de mettre en évidence que les aliments n'ont pas les mêmes rejets en sels nutritifs. Ces rejets reflètent l'utilisation optimale des protéines contenues dans un aliment. Ainsi, l'Aqualife 13 est l'aliment qui permet de minimiser au maximum les rejets en sels nutritifs.

A la suite des tests alimentaires, l'Aqualife 14 est l'aliment qui a le gain journalier le plus fort. Toutefois, il possède une moins bonne valorisation protéique que l'Aqualife 17. Pourtant, du point de vue économique cet Aqualife 14 est le plus rentable.

Un bon compromis qui permettrait d'atteindre les objectifs économiques, avec une réduction des coûts de production, et de répondre aux exigences écologiques, qui sont de diminuer les rejets, serait de choisir l'aliment l'Aqualife 17. En effet, il présente des rejets supérieurs à ceux de l'Aqualife 13, sans toutefois atteindre ceux de l'Aqualife 14. De plus, son prix de revient est relativement proche de celui de l'Aqualife 14.

Par contre, la réduction de l'impact de la Ferme sur le lagon, qui subit une eutrophisation, passe non seulement par le choix de l'aliment mais aussi par des améliorations tel qu'une meilleure oxygénation, des assimilateurs ou réducteurs de sels nutritifs. De plus dans le cadre de la reconstruction de la Ferme Corail, il serait intéressant de construire un bassin de décantation où les végétaux se développeraient. Cela permettrait une baisse significative dans les eaux de rejets de l'établissement des sels nutritifs et des matières en suspension. Pour diminuer ces derniers, il serait souhaitable d'adjoindre un tambour au bassin de décantation.

Toutefois, dans le cadre d'un centre de la tortue qui implique la destruction des bassins actuels, il serait avantageux de construire une Ferme aquacole en sortie du centre de la tortue. En effet, la fertilisation permet une amélioration du coût de la chair du poisson. De plus, elle permet une économie de 30 % de l'aliment. Par contre, il faudrait une densité de 200 individus/m³, en se basant sur les coûts de revient actuels des bassins.

En fait, si cette activité devait s'arrêter, il serait dommage de perdre une technique d'élevage qui est maîtrisée, et de nombreux emplois seraient remis en cause. Par contre, pour qu'elle se pérennise, il faut augmenter les densités de poissons dans les bassins. Dans le cadre d'une politique écologique cohérente de la Ferme Corail, qui souhaite ouvrir un centre de la tortue, il serait souhaitable de mettre en place des mécanismes afin de réduire les émissions de rejets.

BIBLIOGRAPHIE

- Aminot A., Chaussepied M., 1983. Manuel des analyses chimiques en milieu marin. Centre International pour l'Exploitation des Océans. CNEXO (ed), Brest : 95-142.
- Atlas Mondial, nouvelle cartographie de la terre, 1995. Club France Loisir (ed), Paris : 8.
- Barbault R., 1993. Structure et fonctionnement de la biosphère. Masson (ed), Paris : 38-40, 213-214.
- Biancheri D., 1996. Caractéristiques biologiques de la reproduction du mutant doré *Oreochromis mossambicus* en eau de mer. Rapport non publié. Intechmer (CNAM), Cherbourg : 37pp.
- Cheong L., Chan F.K., Wong F.J., Chou R., 1987. Observations on the culture of red tilapia (*Oreochromis niloticus* Hybrid) in seawater under intensive tank condition using a biodrum. Siin gapor J. Pri. Ind., 15 (1) : 42-56.
- Degerny A., 1989. De la théorie à la pratique ... ou la réalisation d'un complexe d'élevage. Aquarama, revue bimensuelle de l'aquariophile, 1091-5-1989 : 36-44.
- Doudet T., 1991. Possibilités d'élevage d'espèces et hybrides de *Oreochromis* en milieu saumâtre: expérimentation en lagon Ebrié (Côte - d'Ivoire) et revue bibliographique. Rev. Hydrobiol. trop. 24 (4) : 335-347.

Fesquet J.M., Le Gall J.Y., 1985. Etude hydrographique de l'ensemble: Ferme d'élevage de tortues marines, lagon et baie de St Leu (Ile de la Réunion)-1984-. IFREMER. Le Réunion (France) : 41pp.

Gouni A., 1995. La qualité des eaux de mer en aquarium impact des facteurs biotiques. Rapport non publié. Université de Bretagne Occidentale, Brest : 96pp.

Heller H., Esnault R., Lance C., 1993. Physiologie végétale, tome I nutrition. Masson (ed), Paris : 110-113, 133-137.

Image-In 3.21, logiciel de traitement de l'image fonctionnant sous Windows 3.1, diffusé par CPI-SA.

La nature, 1983. Tome IX, partie I. Hachette (ed), Paris : 20.

Lavigne R., 1993. La dénitrification biologique. Aquarama, revue bimensuelle de l'aquariophile 131-2-1993 : 42-50.

Lavigne R., 1993. La dénitrification biologique. Aquarama, revue bimensuelle de l'aquariophile 130-2-1993 : 27-38.

Lazard J., à paraître.

Le Gall J-Y., Fesquet J-M., 1985. Le lagon corallien comme environnement aquacole de la ferme d'élevage de la tortue verte marine à l'Ile de la Réunion (Océan Indien). Proceedings of the Firth International Coral Reef Congress, Tahiti, Vol 5.

Luquet P., 1990. Alimentation des tilapias. Cahiers Scientifiques, 10. Centre Technique Forestier Tropical Département du CIRAD, Nogent-sur-Marne : 29-37.

Microsot Excel 5.0, logiciel tableur fonctionnant sous Windows 95, diffusé par Microsoft Coporation.

Microsot Word 7.0, logiciel de traitement de texte fonctionnant sous Windows 95, diffusé par Microsoft Coporation.

Morissens P., Roche P., Aglinglo C., 1990. La pisciculture intensive en enclos dans les grandes lagunes du Sud-Est Bénin. Méthodes artisanales d'aquaculture du tilapia en Afrique. Centre Technique Forestier Tropical Département du CIRAD, Nogent-sur-Marne : 47-66.

Naim O., Cuet P., 1987. L'environnement récifal de St Leu. Rapport non publié. Université de La Réunion, St Denis (France) SIGH : 60pp.

Paintbrush, logiciel de dessin, fonctionnant sous Windows 95, diffusé par Microsoft Coporation.

Petit Larouse en couleur, 1989. Librairie Larousse (ed), Paris : 1577.

Popper R.S.V., Lichtatowich T., 1975. Preeliminary sucess in predator contact of *T. mossambica*. Aquaculture, 5, (2) : 214-312.

Pullin D., Lowe Mc Connel R.H., 1982. The biology and culture of tilapias. ICLARM conf. proceding 7, International Center For Living Aquatic Ressources Management, Manilla, Philippine : 432pp.

Rodier J., 1978. L'analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer, Chimie, physico-chimie, bactériologie, biologie. Dunod (ed), Paris : 192-193.

- Prunet P., Bornancin M., 1990. Physiologie de l'adaptation des tilapia à la salinité: aspects fondamentaux et appliqués. Cahiers Scientifiques, 10. Centre Technique Forestier Tropical Département du CIRAD, Nogent-sur-Marne : 17-28.
- Rieutort M., 1986. Abrégé de physiologie animale, tome II les grandes fonction. Masson (ed), Paris : 125-126.
- Suresh A.V., Kwei Lin C., 1992. Tilapia culture in saline water: a review. Aquaculture, 106, (3) : 201-226.
- Visio 4.0, logiciel de graphisme, fonctionnant sous Windows 95, diffusé par Visio Corporation.
- Watanabe W.O., Clark J.H., Dunham J.B., Wicklund R.I., Olla B.L., 1990. Culture of Florida red tilapia in marine cages : the effect of stocking density and dietary protein on growth. Aquaculture, 90 : 123-134.
- Watanabe W.O., Ernst D.H. Olla B.L., Wicklund R.I., 1989. Aquaculture of red Tilapia (*Oreochromis sp.*) in marine environments : state of art. Advances in aquaculture, Tahiti (février, mars), Aquacop IFREMER Actes de colloque 9 : 487-498.

RESUME

Une étude, menée à la Ferme Corail de St Leu (Ile de la Réunion. France), permet de déterminer les performances de croissance du tilapia *Oreochromis mossambicus*, élevé en eau de mer, en fonction de 4 aliments afin de définir celui qui est le plus rentable économiquement.

La comparaison entre un élevage associé aux tortues marines *Chelonia mydas* et un élevage non associé permet de quantifier l'apport des tortues, qui se traduit par une économie de 30 % de l'aliment poisson. Cela se répercute par une baisse du prix de revient du poisson de l'ordre de 6 % qui s'accroît lorsque la densité de poissons augmente.

Ainsi, l'Aqualife 14, avec le gain journalier le plus important (1,317 et 1.621 g/j), a le prix de revient le plus faible. L'Aqualife 17, avec le meilleur taux de conversion (1,142 et 1,592), reste économiquement avantageux. L'Aqualife 13 et l'A 20 G sont des aliments non rentables.

Des analyses d'eau permettent de définir l'Aqualife 13 comme l'aliment à plus faibles rejets. Alors que l'Aqualife 14 et l'A 20 G ont des rejets importants.

Ainsi, le modèle d'élevage possible, dans le futur, serait celui qui aurait une densité de 200 individus/m³, avec une fertilisation par les tortues. L'Aqualife 17 serait l'aliment à distribuer car il est un bon compromis répondant aux exigences écologiques et économiques.

Mots clés : tilapia, *Oreochromis mossambicus*, tortue marine, *Chelonia mydas*, gains journaliers, taux de conversion, fertilisation, rejet, sels nutritifs, prix de revient

ABSTRACT

A research carried out the Coral Farm of St Leu (Réunion Island. France) enables to determine the growth performances of tilapia *Oreochromis mossambicus* raised in sea water in accordance with four types of nutrients, with a new to identifying the most cost effective one.

The comparison with a breeding associated with sea tortoises *Chelonia mydas* and a non associated breeding allows to determine with accuracy the tortoises input resulting in 30 % saving on fish nutrients. As a consequence, the drop in fish nutrient cost is of about 6 % and it continues to decrease as the density of fish increases.

Therefore, the Aqualife 14, with the highest daily saving (1,317 and 1.621 g/d), has the lowest cost price. Aqualife 17 with the best conversion rate (1,142 and 1,592) remains competitive. Aqualife 13 and A 20 G are non profitable nutrients.

Water-analyses allows to define Aqualife 13 as the nutrient with the lowest waste whereas Aqualife 14 and A 20 G have high waste levels.

Therefore, the possible model in the future could be a density of 200 individuals per cube meter with fertilisation for tortoises. Aqualife 17 would be the suitable nutrient as it provides the best answer to meet environmental and economical requirements.

Keys words : tilapia, *Oreochromis mossambicus*, marine turtle, *Chelonia mydas*, daily saving, conversion rate, fertilisation, waste, nutritive salt, produce price