

SOMMAIRE

INTRODUCTION GENERALE.....	1
PARTIE I : CONTEXTE ACTUEL DES AQUACULTEURS CREVETTICOLES ET PROBLEMATIQUES	2
1 Monographie du site	2
1.1 Localisation	2
1.2 Climat.....	2
1.3 Population.....	3
1.4 Environnement économique.....	3
2 Présentation de la Société (Aqualma).....	4
2.1 Historique	4
2.2 Production.....	5
3 Biologie des <i>Penaeus monodon</i>	5
3.1 Taxonomie	5
3.2 Morphologie externe	6
3.3 Cycle de développement	6
3.3.2 Postlarves	6
3.3.3 Juvéniles	6
3.3.4 Adulte	7
4 Elevage des crevettes	7
4.1 Objectifs	7
4.2 Différents types d'élevage.....	8
4.3 Techniques d'élevage.....	8
4.3.1 Caractéristiques du sol.....	9
4.3.2 Préparation du bassin.....	9
4.3.3 Gestion de l'eau et de l'alimentation.....	12
5 Contexte actuel et problématique	16
6 Notion sur l'Interface Eau-sédiment et du potentiel.....	17
6.1 Interface eau-sédiment	17
6.1.1 Définitions	17
6.1.2 Types de dépôts.....	17
6.1.3 Genèse de la couche des sédiments.....	18
6.2 Potentiel d'oxydoréduction (redox)	19
6.2.1 Définitions	19
6.2.2 Caractéristiques de la réaction redox	21
PARTIE II EXPERIMENTATION – MATERIELS ET METHODES.....	23
1 Déroulement de l'investigation.....	23
1.1 Imprégnation.....	23
1.2 Préparation.....	23
1.2.1 Conception du matériel de prélèvements (le tube de carottage)	24
1.2.2 Test d'efficacité des matériels et du protocole	25
1.2.3 Choix des points de prélèvements.....	25
1.2.4 Elaboration du protocole de recherche	26
1.3 Expérimentation.....	26

1.4 Besoin en personnel	27
2 Matériels et méthodes	27
2.1 Matériels et méthodes de prélèvements	27
2.1.1 Eau du fond et interface eau-sédiment	27
2.1.2 Colonne d'eau	28
2.1.3 Organismes benthiques.....	29
2.2 Matériels et méthodes de mesure des paramètres sur terrain	30
2.2.1 Stratification.....	30
2.2.2 Oxygène dissous et température	30
2.2.3 Potentiel d'oxydoréduction et pH	30
2.3 Matériels et méthodes de mesure au laboratoire.....	32
2.3.1 Matière en suspension (g /ml), Matières organiques eau (MOE) et Matières organiques sol (MOS)	32
2.3.4 Paramètres chimiques.....	33
2.3.5 Analyses microbiologiques du sédiment	36
2.3.6 Analyse biologique.....	37
3 Avantages, inconvénients et limites de la méthodologie d'approche.....	39
3.1 Avantages	39
3.2 Inconvénients	39
3.3 Limites.....	40
PARTIE III : ANALYSES DES RESULTATS ET DISCUSSIONS	41
1 Typologie de l'interface eau-sédiment	41
2 Localisation et origine de la couche interface eau-sédiment	42
3 Aspect physique de l'interface eau-sédiment.....	43
4 Caractéristiques de l'interface eau-sédiment.....	44
4.1 Paramètres physiques.....	44
4.1.1 Potentiel redox et pH.....	44
4.1.2 Potentiel d'hydrogène (pH)	45
4.1.3 Oxygène dissous et température	46
4.1.4 Epaisseur de la couche de sédiments.....	47
4.2 Paramètres microbiologiques	48
4.3 Paramètres chimiques.....	49
4.4 Organismes benthiques (sessiles)	54
5 Dynamique et évolution de l'interface eau-sédiment	56
5.1 Potentiel redox et du pH.....	56
5.2 Epaisseur de la couche de sédiments	59
5.3 Matières organiques du sol.....	60
5.4 Population microbienne du sol	61
5.5 Evolution des paramètres physico-chimiques	62
6 Discussion	64
7 Proposition d'amélioration et plan d'aménagement	66
7.1 Plan et emplacement des bassins	66
7.2 Préparation des bassins.....	67
7.3 Conduite de l'élevage.....	68
7.3.1 Gestion de l'eau	68
7.3.2 Gestion d'aliment	69
7.3.4 Utilisation des produits chimiques	70
7.4 Comportement du personnel.....	70

CONCLUSION GENERALE	71
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	73
ANNEXES	

LISTE DES ABREVIATIONS

C° : degré Celsius

Aqualma : Aquaculture de la Mahajamba

SEAFDEC : South Asian Fisheries Development Center

CDCC : Centre de Développement de Culture de Crevettes

ind. /m² : individus par mètre carré

ind/l : individus par litre

pH : potentiel d'hydrogène

FAO: Food and Agriculture Organisation of the United States.

ppm : partie par millier

PL : postlarves

TSP: Triple Super Phosphate

N: azote

P: phosphore

NO₃ : azote sous forme de nitrate

NO₂ : azote sous forme de nitrite

NH₃ : azote sous forme d'ammoniaque

PO₄ : phosphore sous forme d'orthophosphate

O₂: oxygène dissous

S‰: salinité

Rédox: oxydo-réduction

pe: potentiel d'électron

Eh ou Rh: potentiel d'oxydo-réduction

IES : Interface Eau Sédiment

B_i : prélèvement berge (1 pour l'échantillon d'eau et 2 pour celui du sol)

C_i : prélèvement caniveau (1 pour l'échantillon d'eau et 2 pour celui du sol)

P_i : prélèvement plateforme (1 pour l'échantillon d'eau et 2 pour celui du sol)

G_i : bassin de grossissement (numéroté de 1 à 5)

MES : matière en suspension

MO : matière organique

MOE : matière organique eau

MOS : matière organique sol

TCBS : Thiosulfate Citrate Bile Saccharose

FTM : Flore Totale Mésophile

+ : positif

- : négatif

UV : Ultra Violet

CFU : Colonies Formant Unité

RE : Renouvellement d'eau

NI : Non Identifié

ONE : Office National de l'Environnement

BD 500 : Base de Données 500

FTM: FOIBEN-TAOSARINTANIN'I MADAGASIKARA

GLOSSAIRE

Rédox : potentiel d’oxydoréduction est un index du degré d’oxydation ou de réduction , une réaction chimique impliquant un transfert d’électrons et un changement d’énergie libre entre les produits et les réactants.

Séquence diagénétique : Séquence verticale d'utilisation des composés chimiques et/ou organiques pour les réactions d'oxydation des matières organiques.

Cadres : supports en bois, munis de filtres et de grilles fixés pour la protection des moines.

Assec : exposition du fond des bassins d'élevage au soleil

Chaulage : épandage de la chaux dans l'eau d'élevage durant un cycle ou sur le sol pendant la phase de préparation des bassins.

Eutrophisation : dégradation de la qualité de l'eau traduite par un important développement d'algues notamment des **Flagellées**.

Diatomées : algues unicellulaires à membrane externe contenant de silice.

Biomasse : poids total des crevettes présents dans le bassin.

Carotte : une sorte de tarière, cylindrique servant à pratiquer un prélèvement de sol dans une zone humide.

Saut de concentration : partie séparant les dépôts de sédiments et la colonne d'eau, caractérisée par une forte concentration de matières en suspension, une phase liquide indiscernable pour l'eau riche en sels.

Biofilm : une formation calcaire observée, dans la majeure partie des cas, sur des substrats inertes, immergée pendant un temps assez long.

Plateforme : surface quasi plane d'un bassin d'élevage, de pente très faible constitué par la zone la moins profonde d'un bassin mis en eau.

Digestion : mettre une préparation aqueuse (échantillon + réactifs) dans un autoclave chauffé à 121°C pendant 30 minutes.

Crevetticulture : élevage de crevettes.

Exploitation crevetticole : ferme de production de crevettes.

Géniteurs : crevettes adultes arrivées à l'âge de reproduction.

Traitements postvidanges : activités de préparation de bassin, visant à éliminer tout organismes vivants encore présent dans le bassin après une pêche totale.

Dégradation du milieu : évolution dégressive de la qualité du milieu d'élevage.

Compactage des moines : technique utilisée pour empêcher toute sorte d'entrée d'eau dans le bassin par un tassemement de terre entre deux rainures de batardeaux.

LISTE DES TABLEAUX

<i>Tableau n°1 : Caractérisation des trois types d'élevage.....</i>	8
<i>Tableau n°2 : Traitements des bassins après vidange</i>	10
<i>Tableau n° 3 : Normes de qualité de l'eau d'élevage</i>	13
<i>Tableau n°4 : Fréquence de prélèvements des paramètres physico-chimiques de l'eau</i>	15
<i>Tableau n°5 : Fréquence et moyens d'évaluations des paramètres liés à l'animal.....</i>	15
<i>Tableau n°6 : Evaluation de l'intensité de l'interface eau sédiment.....</i>	25
<i>Tableau n°7 : Liste des matériels utilisés pour les échantillonnages dans la colonne d'eau....</i>	28
<i>Tableau n°8 : Valeur à ajouter (C, en mV) selon l'électrode à hydrogène de référence en fonction de la température et de la concentration de la solution de remplissage</i>	31
<i>Tableau n°9 : Méthode de calcul de la population de phytoplancton suivant sa densité</i>	38
<i>Tableau n°10 : Tableau de variance du potentiel redox et du pH.....</i>	45
<i>Tableau n°11 : Synthèse des analyses de variance de l'oxygène dissous et de la température</i>	46
<i>Tableau n°12 : Synthèse des analyses de variance de l'épaisseur de la couche de sédiment ..</i>	47
<i>Tableau n° 13 : Caractéristiques des paramètres physiques de l'interface</i>	48
<i>Tableau n°14 : Synthèse des analyses de variance des vibrio du sol.....</i>	48
<i>Tableau n°15 : Synthèse des analyses de variance de la flore totale mésophile du sol</i>	49
<i>Tableau n°16 : Caractéristique de la population en vibrios des sédiments</i>	49
<i>Tableau n°17 : Synthèse des analyses de variance pour l'ammoniac et le nitrate.....</i>	50
<i>Tableau n°18 : Synthèse des analyses de variance pour le nitrite et l'Orthophosphate</i>	50
<i>Tableau n°19 : Synthèse des analyses de variance pour le phosphore total et l'azote total....</i>	51
<i>Tableau n°20: Synthèse des analyses de variance pour les matières en suspension (MES), les matières organique de l'eau (MOE) et les matières organiques du sol (MOS)</i>	52
<i>Tableau n°21 : Valeurs caractéristiques des paramètres physico-chimiques de l'eau de fond et des sédiments</i>	53
<i>Tableau n°22 : Résultats du dénombrement du phytoplancton</i>	53
<i>Tableau n°23 : Résultats des mesures du potentiel rédox (en mV)</i>	57
<i>Tableau n°24 : Résultats des mesures du pH.....</i>	58
<i>Tableau n°25 : Résultats des mesures de l'épaisseur des sédiments</i>	59
<i>Tableau n°26 : Résultats d'analyses de la teneur en matières organiques</i>	60
<i>Tableau n°27 : Correspondance du potentiel rédox et de la concentration en sulfure.....</i>	64

Rapport

LISTE DES FIGURES

<i>Figure n°1A : Localisation et Cartes hydrographiques du site</i>	3
<i>Figure n°1B : Localisation et Cartes hydrographiques du site</i>	4
<i>Figure n°2 : Cycle de reproduction des crevettes</i>	7
<i>Figure n°3 : Etat du bassin à la fin d'un cycle.....</i>	10
<i>Figure n°4 : Assec, chaulage et pulvérisation de la plateforme</i>	12
<i>Figure n°5 : Répartition des poteaux dans un bassin.....</i>	15
<i>Figure n°6 : Séquence verticale des réactions d'oxydation</i>	21
<i>Figure n°7 : Conséquence des réactions diagénétiques sur la concentration des eaux de fond.....</i>	21
<i>Figure n°8 : Tube de carottage</i>	24
<i>Figure n°9 : Répartition des bassins étudiés.....</i>	26
<i>Figure n°10 : Piquets et plaquettes avant et au moment des prélèvements.....</i>	29
<i>Figure n°11 : Appareil de mesure sur terrain de l'oxygène dissous et de la température.....</i>	30
<i>Figure n°12 : Appareil de mesure sur terrain du rédox et du pH</i>	32
<i>Figure n°13 : Préparation des échantillons de sédiment pour les analyses chimiques</i>	35
<i>Figure n°14 : Schéma simplifié des analyses chimiques</i>	35
<i>Figure n°15 : Le spectrophotomètre de mesure des paramètres physico-chimiques.....</i>	35
<i>Figure n° 16 : Typologie de l'interface.....</i>	42
<i>Figure n°17 : Epaisseur de la couche de sédiments dans le caniveau</i>	44
<i>Figure n°18 : Mise en évidence du mauvais état du caniveau et l'importance de la préparation du bassin.....</i>	54
<i>Figure n°19 : Plaquettes envahies par des colonies filamenteuses et des formations arrondies</i>	55
<i>Figure n°20 : Zoothamnium observé avec un objectif x 10.....</i>	55
<i>Figure n°21 : Courbe évolutive du potentiel rédox de l'eau du fond et du sédiment</i>	57
<i>Figure n°22 : Courbe évolutive du pH de l'eau du fond et du sédiment</i>	58
<i>Figure n°23 : Comparaison de l'évolution du pH et du potentiel rédox.....</i>	58
<i>Figure n°24 : Courbe évolutive de la couche de sédiment par rapport au renouvellement d'eau</i>	59
<i>Figure n°25 : Courbe évolutive des matières organiques du sol</i>	60
<i>Figure n°26 : Courbe évolutive de la flore totale mésophile du sol</i>	61
<i>Figure n°27 : Courbe évolutive des vibrios du sol</i>	61
<i>Figure n°28 : Courbes évolutives des paramètres physico-chimiques de l'eau et du sol.....</i>	63

TABLE DES ANNEXES

ANNEXE N°1 : Méthodologie d'approche	I
ANNEXE N°2 : Cycle biologique des crevettes.....	II
ANNEXE N°3 : Cycle d'oxydation de la matière organique	IV
ANNEXE N°4 : Tendance annuelle de l'évolution de la température (1996-2006).....	IV
ANNEXE N°5: Résultats des analyses des paramètres physico-chimiques.....	V
ANNEXE N°6 : Résultats de dénombrement de la population microbienne	VI
ANNEXE N°7 : Résultats des mesures des paramètres spontanés (ie mesures sur terrain).....	VII
ANNEXE N°8 : Milieu de culture.....	VIII
ANNEXE N° 9: Résultats de dénombrement du plancton	IX
ANNEXE N°10 : Fiches d'enregistrement des données brutes pour un bassin (élaboration propre de l'auteur)	X

INTRODUCTION GENERALE

L'aquaculture de crevettes **Pénéides** est une industrie relativement récente et importante dans les pays subtropicaux et tropicaux avec une production estimée à 2,3 millions de tonnes en 2004 soit sensiblement autant que la pêche (FAO, 2006). Quatre-vingt-cinq pour cent de la crevette est produite en Asie par plus d'un million de petites exploitations. Elle fournit aujourd'hui des centaines de milliers d'emplois, des billions de dollars en termes de revenus et un produit alimentaire de qualité.

Dans le monde, les exportations des espèces à forte valeur commerciale ne cessent d'augmenter. Un intérêt croissant pour le système d'aquaculture plus intensif a été constaté visant ces espèces à forte valeur commerciale (FAO, 2005).

Grâce à la mise en place de la nouvelle technique et de la nouvelle stratégie de gestion de l'eau, les exploitants de l'Asie et de l'Amérique du Sud ont réussi à maîtriser les épizooties qui font ravage sur l'exploitation crevetticole vers la fin du 20^{ème} siècle. Depuis, la production mondiale ne cesse d'augmenter, elle atteint les 2 476 023 tonnes en 2004 (FAO, 2006). Bien qu'elle ne constitue que 4,16% de la totalité de la production mondiale issue de l'aquaculture, cette biomasse représente 67,28% de la production de crustacés.

La crevetticulture est devenue une industrie très importante. Elle constitue une importante source de devises étrangères et soutient l'économie de nombreux pays tropicaux.

A Madagascar, la filière crevettière constitue l'une des principales sources de devises. L'intensification de la filière est encore loin de sa limite car la grande île dispose 50 000 ha de sols aménageables pour cette activité. Plusieurs fermes sont actuellement opérationnelles, entre autres, l'AQUALMA ou Aquaculture de la Mahajamba. Néanmoins, la production annuelle n'a pas franchi jusqu'à maintenant les 10 000 tonnes. Pour tenir sa place sur le marché international, les exploitants malagasy ont misé sur la qualité de leurs produits. Or, un développement plus ou moins anarchique dégrade les conditions environnementales et conduit à de graves problèmes et à l'apparition des maladies. Il s'agit donc de trouver un bon équilibre entre développement et préservation de l'environnement. Cela réduit les stress qui pèsent sur les organismes en élevage.

Les consommateurs sont beaucoup plus exigeants sur la qualité des produits que dans le passé. Les problématiques ainsi identifiées ont mené au travail d'investigation qui s'intitule: « Caractérisation et étude de l'évolution de l'interface eau sédiment des bassins de grossissement de crevetticulture ».

PARTIE I : contexte actuel des aquaculteurs crevetticoles et problématiques

PARTIE I : CONTEXTE ACTUEL DES AQUACULTEURS CREVETTICOLES ET PROBLEMATIQUES

1 MONOGRAPHIE DU SITE

Avant tout, il est impératif d'avoir une certaine connaissance concernant la région dans laquelle va se dérouler l'étude. Non seulement, elle permet de faciliter les planifications, mais aussi, d'évaluer les éventuelles difficultés sur le terrain. Cette connaissance est basée sur l'environnement, en particulier l'emplacement du site, le climat, la population et l'environnement économique de la région.

1.1 Localisation

Le site se trouve sur la côte Nord-Ouest de Madagascar, Faritany de Mahajanga, dans la Commune rurale de Mahajamba Usine. Il se situe à 15° 34' Sud / 47°02'18'' Est dans l'une des ramifications de la baie de la Mahajanba entre deux rivières, Marovoaikely à l'Est et Masokojenja à l'Ouest.

Il s'étend du Nord au sud sur une distance de 17 km (RAMAHAZO H. A., 2003). Et, il est alimenté par la rivière Masokojenja à l'aide d'une station de pompage implantée à l'extrême Nord du site. La capacité est de 150 000 m³ par jour (figure n°1).

1.2 Climat

Le climat de la région ressemble à celui de Mahajanga c'est-à-dire un climat tropical humide dominé par la succession de deux saisons distinctes, humide de Novembre en Avril et sèche de Mai en Octobre.

La température varie de 23,50 C° en hiver à 31,59 C° en été (cf. annexe n°4 : la courbe de la tendance de l'évolution de la température).

La saison de pluies de la région est très courte. Elle ne dure que 4 mois. La pluviométrie est de 1558 mm.

Le régime du vent et de pression est aussi influencé par la saison. Il y a l'alizé ou « varatraza » du Sud-Est pendant la saison sèche surtout le mois d'Août et le mois de Septembre et la mousson du Nord-Ouest durant la saison de pluies.

1.3 Population

Depuis l'implantation de la société Aqualma (Aquaculture de la Mahanjamba) dans la région, presque toutes les ethnies Malagasy s'y trouvent avec une prédominance des autochtones c'est-à-dire les Sakalava. (RAMAHAZO H. A., 2003).

1.4 Environnement économique

Les activités économiques de la population de la région sont basées sur l'agriculture et la pêche. L'élevage occupe la troisième place sous forme d'activité de substitution.

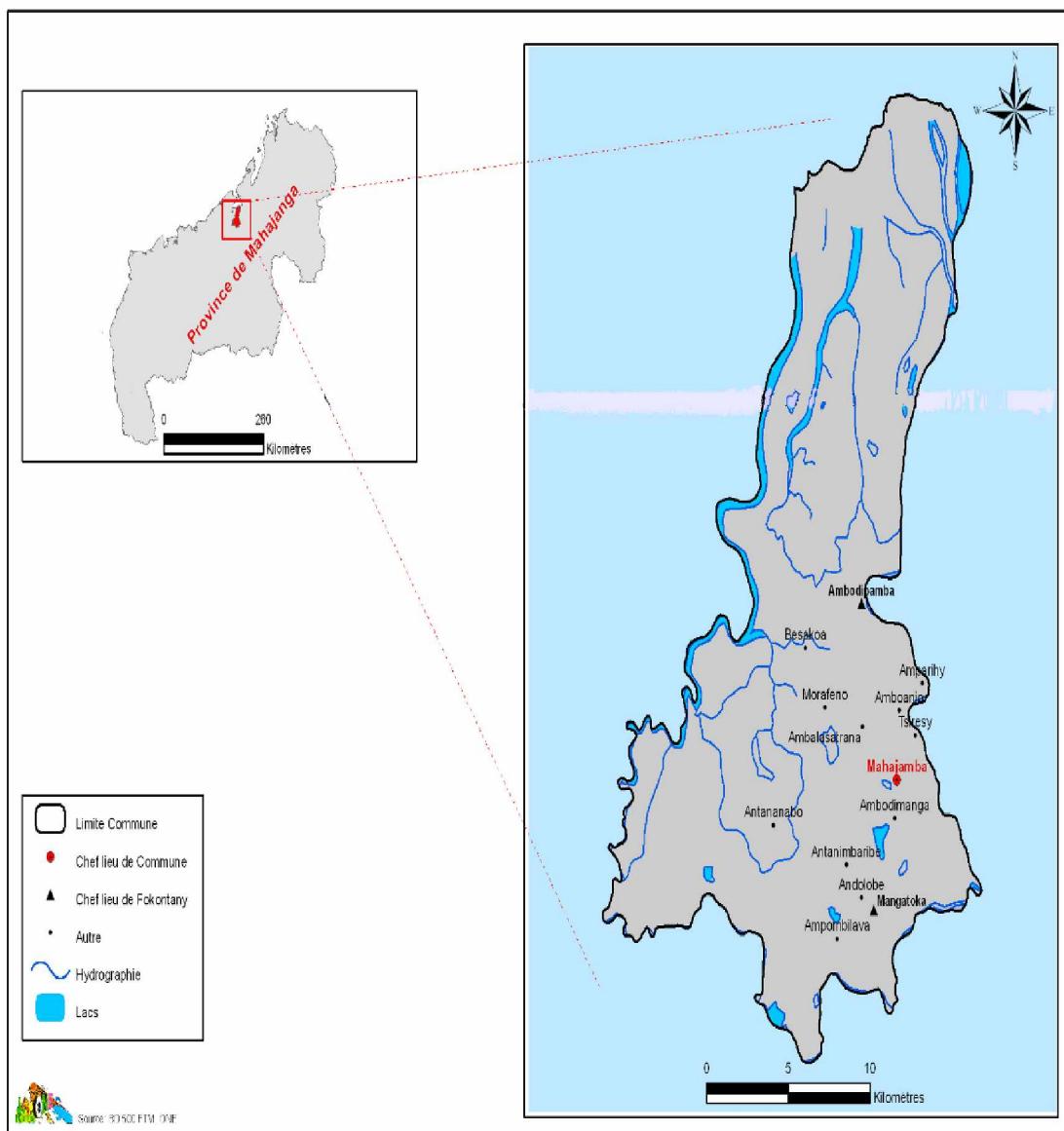


Figure n°1A : Localisation et Cartes hydrographiques du site

Source : Auteur et ONE, issue de la BD 500 FTM, 2007

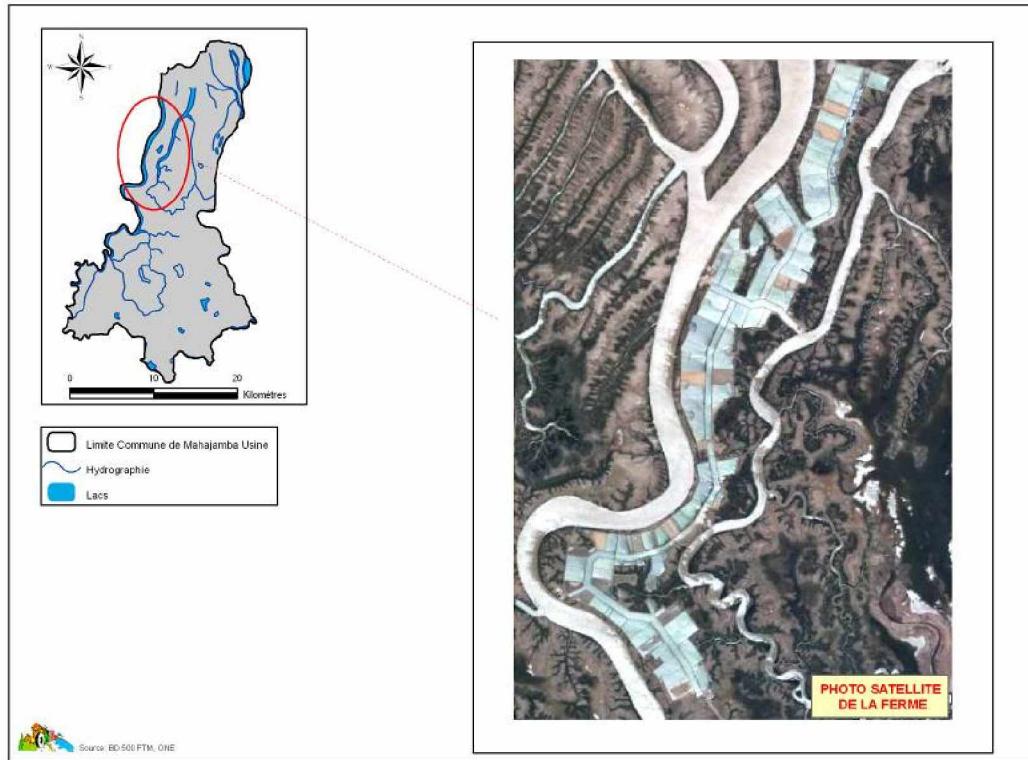


Figure n°1B : Localisation et Cartes hydrographiques du site

Source : Auteur et ONE, issue de la BD 500 FTM, 2007

Les voies de communication vers la commune de Mahajamba sont déficientes. Il n'y a qu'une seule voie routière, praticable seulement pendant la période sèche. Du fait, c'est la voie fluvio-maritime qui assure la majeure partie des besoins de la population surtout en période de crues (de Janvier à Mars).

2 PRESENTATION DE LA SOCIETE (AQUALMA)

L'Aquaculture de la Mahajamba ou Aqualma est une Société Anonyme au capital de 15 200 000 000 Ariary. Elle emploie environ 1200 travailleurs. Le siège social se trouve à Mahajanga. Aqualma comprend une écloserie de capacité de production de un milliard de nauplius par an à Moramba, une autre à Nosy Be, une ferme de grossissement dans la baie de la Mahajamba et une usine ultramoderne de traitement de produits avec un laboratoire de contrôle à Besakoa et à Mahajanga.

2.1 Historique

Tout a commencé dans les années 1990 par une longue étude d'investigation. Un essai d'évaluation, de faisabilité et de rentabilité de l'élevage a débuté en 1991. Les résultats ainsi

obtenus conduisent à l'installation des différentes infrastructures pour l'élevage et pour l'écloserie de Nosy Be en 1992. L'usine de traitement et de conditionnement a été mise en place vers la fin de 1993.

Depuis, près de 1000 ha de terrain ont été transformés et aménagés en bassins d'élevage et de canal réservoir d'eau.

Enfin, un laboratoire d'analyse et de contrôle ultramoderne est récemment en état de fonctionnement à Mahajanga. Sa construction a pour but de centraliser toutes les analyses des différents sites d'exploitation de la société et constitue aussi la dernière ligne de contrôle des produits.

2.2 Production

Aqualma ne produit qu'une seule espèce de crevette nommée *Penaeus monodon* ou crevette géante tigrée. Dès 1994, la production annuelle de la ferme n'a cessé d'augmenter et atteindre un tonnage de 3210 tonnes en 2000. Mais, depuis deux ans, la production a connu une légère baisse et se trouve actuellement à 2864 tonnes (en 2006).

Les produits sont ensuite traités et conditionnés à l'usine de Besakoa suivant des normes très exigeantes du marché international avant d'être exportés.

3 BIOLOGIE DES PENAEUS MONODON

3.1 Taxonomie

Après la découverte et la description des *Penaeus monodon* par JOHN CHRIST FABRICIUS en 1798. (SEAFDEC, 1988 in VOAhanginirina BUREL, 1997), le nom scientifique des crevettes tigrées est *Penaeus monodon* Fabricius, 1798. Elle est aussi connue sous l'appellation « crevette géante tigrée ».

Les crevettes géantes tigrées appartiennent à la famille des **Penaïdes** dont la taxonomie se définit comme suit d'après encyclopédie électronique WICKEPEDIA, 2007

Règne :	Animale
Embranchement :	Arthropodes
Classe :	Crustacés
Sous-classe :	Malacostracés
Série :	Eumalacostracés
Superordre :	Eucaridés
Ordres :	Décapodes
Sous-ordre :	Pénéides
Infra-ordre :	Penaeidea
Famille :	Pénéidés

Genre : **Penaeus**
Espèce : ***Penaeus monodon***

3.2 Morphologie externe

Les crevettes géantes tigrées ont un corps coloré en gris vert ou marron avec des bandes transversales alternativement claires et sombres sur la carapace et le corps. Elles peuvent être rougeâtres ou bleutées selon le stade de mue et de l'état de stress de l'animal. Les géniteurs peuvent avoir un poids variant de 60 à 150 g (CDCC, 2003). Le corps d'une crevette est subdivisé en trois parties dont le céphalothorax renferme tous les organes vitaux de l'animal, l'abdomen et le telson.

3.3 Cycle de développement

Dans le cadre de la réalisation du mémoire, les études sont axées aux bassins de grossissements c'est-à-dire à partir du stade juvénile jusqu'à l'âge de pêche. Néanmoins, le cycle de développement des crevettes tigrées est à développer succinctement.

3.3.1 Stades larvaires

Il est composé de trois stades de durée relativement courte. Pour arriver au stade de postlarves, un nauplii a besoin de 11 à 16 jours (BARNABE, 1991 et TSENG, 1987). Ces trois stades n'ont pas le même régime alimentaire, les nauplius vivent aux dépens des réserves vitellines, puis les larves se nourrissent de phytoplancton au stade Zoé et de proies vivantes au stade mysis. Le passage d'un stade à un autre se traduit par une métamorphose complète des larves (BARNABE, 1991 et TSENG, 1987).

3.3.2 Postlarves

Les postlarves se distinguent par la présence d'appendices abdominaux servant à la nage, horizontale ou tête légèrement orienté vers le haut et adoptent la morphologie d'un adulte.

3.3.3 Juvéniles

Ils possèdent un corps transparent traversé par des stries marron foncées sur la face ventrale. Les six segments abdominaux sont plus courts que la carapace céphalothoracique. La formule rostrale est complète ainsi que le système respiratoire. Ils adoptent un comportement benthique (MOTOH, 1981).

3.3.4 Adulte

Les crevettes tigrées ont un fort potentiel de croissance. Les 20 à 30 g peuvent être atteints dans les 4 à 6 mois d'élevage. Ce stade est caractérisé par la maturité sexuelle (SOLIS, 1988) et la croissance ralentie. Les spécimens sont ainsi nommés géniteurs. Leur poids peut aller jusqu'à 250g. Les *Penaeus monodon* sont hétérosexuels. Les femelles ont une taille plus grande que les mâles (TSENG, 1987)

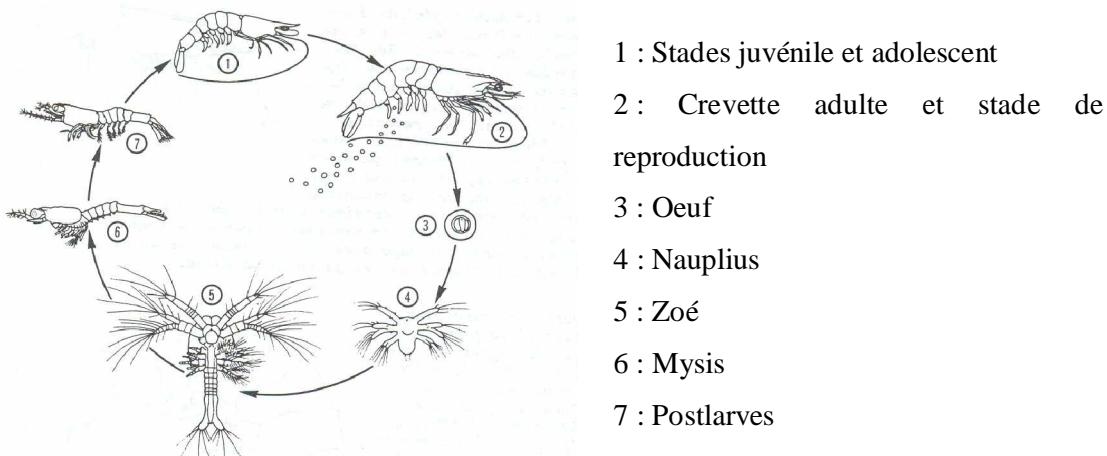


Figure n°2 : Cycle de reproduction des crevettes

Source : BARNABE, 1991

4 ELEVAGE DES CREVETTES

4.1 Objectifs

Sur la base de l'évolution actuelle, certains experts prédisent que la production mondiale de crevettes va atteindre plus de 2 000 000 tonnes à la fin de la décennie (AUTRAND, 2002). La question se pose si le marché est prêt à absorber de telles quantités et à quel prix ?

L'élevage de crevettes a pour objectifs de :

- ✓ conserver un minimum de stock dans le milieu naturel ;
- ✓ préserver l'écosystème marin contre l'exploitation draconienne de certains pêcheurs,
- ✓ soutenir l'économie nationale, et ;
- ✓ apporter aux consommateurs des produits sains et de haute qualité.

4.2 Différents types d'élevage

Dans le monde, il y a trois types d'élevage de crevettes :

- ✓ l'élevage artisanal ou extensif,
- ✓ l'élevage semi-intensif, et ;
- ✓ l'élevage intensif.

Le tableau ci après montre les caractéristiques de ces types d'élevage.

Tableau n°1 : Caractérisation des trois types d'élevage

Paramètres	Elevage extensif	Elevage semi-intensif	Elevage intensif
Bassin	En terre	En terre ; 0,5 à 1 ha pour les pré grossissements et 5 à 10 ha pour les grossissements	En terre recouvert de bâche ou à fond sableux, surface réduite à quelques ha
Densité (ind/m ²)	1 à 2	5 à 9	Supérieure à 15
Alimentation	Basée sur la productivité primaire	Production naturelle plus apport de granulés	Basée sur l'apport des granulés
Gestion de l'eau	Dépendante du mouvement des marées, changement d'eau massive	Présence d'une ou plusieurs stations de pompage, changement d'eau en fonction des besoins	Présence de station de pompage, changement d'eau faible ou quasi nul, circuit fermé ou ouvert
Aération	Pas d'aération	Seulement en cas de besoin	En permanence
Avantages	Minimum d'investissement	Durée d'élevage raccourcie, rendement moyen de 2,5 à 3,5 t/ha, Peu polluant, produit de haut de gamme	Durée d'élevage très courte, rendement élevé, surface exploitée réduite

Source : Auteur, 2007 (Synthétisé à partir du document du Service Aquaculture de la Direction des Ressources Halieutiques et du document du CDCC, 2004)

A Madagascar, la pratique de l'élevage intensif est déconseillée par la loi en vigueur, dans le but de préserver l'environnement et d'éviter tout risque d'épidémie notamment les maladies virales.

4.3 Techniques d'élevage

Aqualma adopte un type d'élevage semi intensif amélioré. Dans le cadre de la réalisation de l'investigation, la maîtrise de la technique d'élevage est une étape importante. Elle renseigne sur les différentes étapes à suivre sur l'élevage tout entier. Elle conditionne aussi la qualité du milieu d'élevage, du produit et enfin du milieu environnant.

4.3.1 Caractéristiques du sol

Le choix d'un site d'élevage de crevettes dépend des caractères physico-chimiques du milieu, du sol et de l'eau. En général, la crevetticulture se pratique dans les arrière-mangroves sur un terrain dénudé appelé « tanne ou sirasira ». Le sol en tant que support doit être stable, permettre une activité des microbes utiles intermédiaires indispensables entre les substances organiques et minérales (SOLTNER, 1992). Les principaux paramètres à tenir en compte sont des paramètres physiques tels la structure, la texture, la richesse en matière organique et le pH.

Une structure : c'est la façon dont sont disposés ou agencés les éléments particulaires, les agrégats et mottes de terre d'un sol (SOLTNER, 1992). Pour empêcher les infiltrations d'eau des bassins, elle doit être massive et compacte car une digue mal faite est pour ainsi dire irrécupérable.

La texture : la construction des bassins doit se faire sur un terrain limono-argileux ou argileux.

Les matières organiques : les matières organiques du sol représente 9 à 12% en volume total et 2% en masse du sol avec des variations selon le type de sol, de l'écosystème et le mode de gestion du sol par l'homme (SOLTNER, 1992). Dans l'étude menée, les matières organiques du sol ne représentent que de 1,2 à 2,54% en masse d'un échantillon (AQUALMA, 1996). Le but est d'avoir un pourcentage en matière organique la plus faible pour éviter un surplus de demande d'oxygène lors de la mise en eau des bassins.

4.3.2 Préparation du bassin

La préparation du bassin est un précurseur au bon déroulement du grossissement. Elle comprend surtout les traitements après vidange du bassin, la préparation du fond de bassin et des digues, la mise en eau et enfin, la fertilisation de démarrage.

4.3.2.1 Traitements postvidange

Ils ont pour but d'éliminer à l'aide du chlore et/ou de la roténone tout être vivant (larves, œufs de poissons et d'autres espèces) ou microorganismes se trouvant dans les endroits à l'abri de la lumière, restreints et/ou d'accès difficile pour les responsables de la préparation de bassin. Ces traitements commencent par le compactage des moines d'entrée, puis les traitements des flaques d'eau. Le tableau ci-après montre les traitements appliqués aux bassins.

Tableau n°2 : Traitements des bassins après vidange

Endroit	Traitement
Moine d'entrée	Compactage en terre entre deux rangées de batardeaux, Raclage des parois de la boite du moine d'entrée, des batardeaux et des cadres, Traitement avec du chlore ou de la roténone
Flaque d'eau	20 g/m ² de chlore à une profondeur de 6 cm pendant 2 heures

Source : Document interne Aqualma, 1996.

4.3.2.2 Préparation du fond

Cette étape vise à :

- ✓ éliminer les animaux nuisibles, les prédateurs, compétiteurs ;
- ✓ oxyder le sol ;
- ✓ faire un curage des caniveaux ;
- ✓ faire les réparations et entretenir les matériaux d'élevage, et ;
- ✓ disposer d'une eau de bonne qualité.

L'accumulation des sédiments au fond des bassins au cours d'un cycle d'élevage peut aller de 7,5 à 10 cm. Mais, cette déposition n'est pas uniforme ; elle recouvre 5 à 36% de la surface (SMITH, 1996), 40% pour un bassin de 1,2 ha et 30% pour un bassin de 0,2 ha (AVNIMILECH et al., 2003). Cette accumulation conduit à la formation d'une couche de sédiment de couleur noire et favorise la pullulation des bactéries anaérobiques, facteur de la production des gaz toxiques tels le H₂S (SMITH, 1977).



Figure n°3 : Etat du bassin à la fin d'un cycle

Source : Auteur, 2006.

4.3.2.3 Assec et curage des caniveaux

C'est une technique qui consiste à exposer le sol (fond et surface des berges) au soleil. Elle dure environ une dizaine de jours et permet d'oxyder toute la surface du bassin. Selon TACON, 1990a, les avantages du drainage et de l'exposition du fond de bassin à l'oxygène atmosphérique et du soleil sont :

- ✓ l'amélioration de la texture du sol et la disponibilité des éléments nutritifs pour la prochaine production phytoplanctonique à travers la décomposition de la matière organique à travers l'oxydation et la minéralisation ;
- ✓ la réduction des besoins en oxygène pour le sédiment du bassin, et ;
- ✓ l'élimination des poissons, des parasites et leurs œufs, des macrophytes aquatiques et autres prédateurs.

Le curage des caniveaux peut se faire de deux manières, par utilisation d'une pelle mécanique d'une part, et curage manuel d'autre part. Les deux visent les mêmes objectifs qui sont :

- ✓ oxydation de la couche de sédiment de couleur noire, et ;
- ✓ facilitation de l'évacuation des déchets organiques et inorganiques vers la sortie au cours du prochain cycle d'élevage.

4.3.2.4 Labour

Il se fait de manière mécanique en utilisant une charrue portée et à disque. C'est un labour superficiel. Il améliore l'état d'oxydation du sol en augmentant la surface exposée à l'air et au soleil.

Remarque : L'assèc et le labour ne sont praticables que pendant la saison sèche ou si les conditions climatiques les permettent en saison de pluies. Le recours à d'autres techniques s'avère nécessaire pour améliorer et assurer le prochain cycle d'élevage.

4.3.2.5 Chaulage

L'utilisation de la chaux est une pratique courante et indispensable en aquaculture car la chaux :

- ✓ est un désinfectant très connu dans le monde de l'élevage en détruisant les germes indésirables du sol (HUET, 1975 ; MILLER, 1975 ; YAMADA, 1986, TACON, 1990) cités par RAMAHAZO H.A. en 2003 ;
- ✓ relève la valeur du pH du sol ;
- ✓ est une source directe de calcium et/ou du magnésium soluble du sol (MERTIMER, 1964 ; BOYD, 1982 et FAO, 1983 et TACON, 1990) cités par RAMAHAZO H. A. en 2003, et ;
- ✓ crée un environnement favorable pour le développement des microbes et par conséquent accélère la décomposition et la minéralisation de la matière organique dans le

sédiment (HUET, 1975 ; FAST, 1980 ; TACON, 1990) cité par RAMAHAZO H.A. en 2003.



Figure n°4 : Assec, chaulage et pulvérisation de la plateforme

Source : Auteur, 2006

4.3.2.6 Traitement des cadres et boîtes des moines

Au cours d'un cycle d'élevage, les cadres sont des supports adéquats pour le développement de certains organismes comme les polychètes, un nettoyage par raclage suivi d'un bain à l'eau chlorée à 40 ppm est indispensable (AQUALMA, 1996).

De son côté, les moines sont traités avec de l'eau chlorée à une dose de 1 kg dans 100 l d'eau pendant 2 heures ou avec de la roténone 20 g dans 300 l pendant une heure. Cette dernière est aussi utilisée en cas de changement de cadres en plein période d'élevage (AQUALMA, 1996).

4.3.2.7 Mise en eau et fertilisation de démarrage

La mise en eau doit être pratiquée au moins cinq (5) jours avant le transfert des juvéniles ou l'ensemencement des postlarves (PL) pour favoriser le développement des phytoplancton et zooplancton du milieu d'élevage. Ce développement est activé par l'utilisation d'engrais chimiques composés par de l'urée à 46% et du TSP (Triple Super Phosphate) dont les doses respectives sont 15 kg et 1,5 kg/ha (AQUALMA, 1996).

4.3.3 Gestion de l'eau et de l'alimentation

4.3.3.1 Gestion de l'eau

Sur le terrain, la qualité et la disponibilité en eau constituent l'un des points importants dans un élevage semi-intensif. L'eau contribue à l'apport alimentaire des crevettes par sa production naturelle. Cette qualité s'observe sur la couleur de l'eau. L'objectif est d'avoir de

l'eau de couleur brun terre. Elle est stable et constituée d'un mélange de **Diatomées** et des algues bleue vertes.

Le renouvellement est utilisé dans le modèle de production semi-intensif pour diminuer les effets de l'eutrophisation liés à un apport croissant en aliment, pour exporter les composés toxiques hors du système et pour maintenir une salinité compatible avec la biologie de l'espèce. Toutefois, l'influence des renouvellements sur le devenir des déchets dans l'écosystème bassin a fait l'objet d'un nombre restreint d'études.

Les analyses d'un échantillon d'eau au laboratoire renforcent les observations faites sur le terrain. Ces analyses ne se basent pas uniquement sur les constituants biologiques de l'eau, mais aussi, sur les paramètres physico-chimiques. Elles se font de façon systématique. Les valeurs normes se trouvent dans le tableau suivant.

Tableau n° 3 : Normes de qualité de l'eau d'élevage

Paramètres	Valeurs normes	Sources
Oxygène (ppm)] 3 - 12[AVALLE, 1991
Température (°C)	26 à 32	Direction des Ressources Halieutiques Madagascar, 2004
pH	7,5 à 8,5	AVALLE et al., 1991
Turbidité (cm)	35 à 50	AVALLE et al., 1991
Salinité (‰)	20 à 35	AVALLE et al., 1991
N-NH ₃ (mg/l)	<0,1	Aqualma, 1996
N-NO ₃ (mg/l)	<1	Aqualma, 1996
N-NO ₂ (mg/l)	<0,25	Aqualma, 1996
P-PO ₄ ⁻ (mg/l)	<0,5	Aqualma, 1996
NT (mg/l)	<8	Aqualma, 1996
PT (mg/l)	<1	Aqualma, 1996

Source : Auteur, 2007

En cas de non-conformité, le renouvellement d'eau est la première action à faire. Il joue un double rôle, d'une part, curatif par l'élimination de tout excès présent dans le bassin (liquide et/ou solide) et d'autre part, de soutien en entretenant la production naturelle.

Auparavant, dans le monde, un taux élevé de renouvellement d'eau a été pratiqué. En 1988, ce taux varie de 10 à 20% par jour. Entre 1988 et 2001, 60% des crevetticulteurs réduisent leur taux de renouvellement de 1 à 5% (AVNIMELECH, 2002) car en pratiquant un renouvellement d'eau de 20%, 0,4 mg/l d'oxygène dissous seulement ont été apportés. De plus, le renouvellement d'eau a un prix cher.

Plusieurs fermes d'aquaculture de Madagascar souffrent d'une faible activité d'algues planctoniques. Ce qui donne une eau transparente et favorise le développement d'algues benthiques telles les Lab lab. Dans le cadre de l'investigation comme sur tout l'ensemble de la

ferme, le changement d'eau dépend uniquement des besoins zootechniques excepté les bassins étiquetés « Label rouge » où il doit être supérieur à 20% par jour (AQUALMA, 1996).

4.3.3.2 Gestion d'alimentation

Une bonne croissance dépend des conditions du milieu, de la qualité et de la quantité des aliments mise à la disposition des crevettes. La production naturelle du milieu à elle seule n'offre pas cette bonne croissance, alors, l'aliment apporté doit permettre aux crevettes d'avoir leurs besoins nutritionnels afin d'assurer notamment la couverture de leurs besoins d'entretien et leurs besoins de production. Il doit être de **bonne qualité** c'est-à-dire composé au moins 35% de protéine brute, 10% de matières grasses brutes, 10% d'humidité, 1% à 2% de cellulose brute et enrichie en vitamines et oligoéléments. Il est à noter que les teneurs varient en fonction de l'âge des crevettes.

La quantité d'aliment apporté dans un bassin d'élevage dépend de l'éleveur d'une part, et de l'âge, du poids moyen, de la charge du bassin et de l'état physiologique des crevettes d'autre part. Pour un élevage de type semi-intensif, la ration journalière ne doit pas dépasser 50 kg/ha/jour.

Le mode de distribution d'aliment doit tenir compte de la surface du bassin d'élevage, de l'âge des animaux, de la quantité à distribuer et enfin de la conduite d'élevage. Il a pour objectif d'éviter les compétitions entre les crevettes lors de la distribution et de minimiser l'accumulation des restes d'aliments aux mêmes endroits.

Lors de l'investigation, deux types de distribution ont été pratiqués : la distribution à la volée et la distribution 100% poteaux mangeoires.

La distribution à la volée : elle consiste à épandre les granulés dans le bassin en suivant un trajectoire bien défini de façon à couvrir la plus grande surface que possible. La distribution peut se faire soit à l'aide d'une pirogue soit par l'utilisation d'une barge motorisée selon les besoins.

La distribution par poteaux mangeoires : elle consiste à repartir les granulés dans des mangeoires, attachés à des poteaux par un cordon en nylon. Chaque mangeoire reçoit la même quantité l'aliment en utilisant des récipients jaugés. Ils sont équidistants les uns des autres (20 poteaux par hectare). La distribution se fait toujours en pirogue.



Figure n°5 : Répartition des poteaux dans un bassin

Source : Auteur, 2006

Dans les deux cas, le caniveau est un endroit à éviter.

4.3.3.3 Suivi des paramètres d'élevage

En aquaculture, la manipulation directe et les observations faites à l'oeil nu ne suffisent pas pour évaluer le déroulement de l'élevage. De nombreux paramètres dont les uns sont liés au milieu d'élevage et d'autres liés à l'animal doivent être pris en considération.

Paramètres liés au milieu : ce sont les paramètres physico-chimiques du bassin. Ils influent beaucoup sur la survie et la croissance des crevettes. Par exemple, une température élevée entraîne un accroissement du métabolisme des animaux et du besoin énergétique ; la concentration en O₂ doit assurer la respiration des algues, des crevettes et pour la décomposition de la matière organique. Le tableau suivant résume la fréquence de prélèvements.

Tableau n°4 : Fréquence de prélèvements des paramètres physico-chimiques de l'eau

Paramètres	O ₂	T°	pH	Secchi	S‰	N-NH ₃	N-NO ₃	P-PO ₄	NT	PT
Fréquences	2/jour			1/jour				1 à 2 fois/mois		

Sources : Document interne Aqualma, 1996.

Paramètres liés à l'animal : l'évaluation des ces paramètres nécessite une manipulation directe de l'animal c'est-à-dire en faisant des captures à l'épervier ou au filet puis faire les observations avant de les remettre à l'eau.

Tableau n°5 : Fréquence et moyens d'évaluations des paramètres liés à l'animal

Paramètres	Moyens d'évaluation	Fréquence
Biomasse	PM, densité, taux de survie	1/semaine
PM (Poids moyen en g)	Echantillonnage puis pesage	1/semaine
Etat physiologique	Palpation à la main	Tous les jours

Source : Auteur, 2007

5 CONTEXTE ACTUEL ET PROBLEMATIQUE

De 1985 à 2002, la production de crevettes d'élevage dans le monde passe de 200000 tonnes à 1300000 tonnes et elle avoisine les 2476000 tonnes actuellement grâce à une augmentation spectaculaire de la filière notamment en Asie (FAO, 2006). L'Asie produit près des 90% de la production mondiale suite à l'adoption des nouvelles technique et stratégie d'élevage qui consistent à ne faire aucun changement d'eau et réutilisation de l'eau de vidange après un temps de décantation et de filtration (AUTRAND, 2002).

C'est aussi ce continent qui détermine le prix des crevettes sur le marché.

Malgré sa récente implantation à Madagascar, l'aquaculture des crevettes apporte plus de 46% des recettes totales d'exportation de produits halieutiques (BERTRAND COUTEAUX, 2002). Le premier exploitant de la filière est Aqualma ou Aquaculture de la Mahanjamba, la montée en puissance de ses performances a été exemplaire, la production n'a cessé d'augmenter pour atteindre 3955 tonnes en 2002, puis se stabiliser à 2800 tonnes jusqu'en 2004 avec un rendement de 1850 kg/ha. Cette montée en production va de pair avec la superficie exploitée (de 221 à près de 1000 ha).

Depuis 2004, surtout après le passage des deux cyclones tropicaux Elita et Gafilo dans la région, la situation n'est plus la même, l'eau devient beaucoup plus chargée en matière en suspension (MES) par rapport aux années précédentes; les problèmes classiques tels l'insuffisance en oxygène dissous, les branchies sales, les abdomens sales et les Lab lab s'aggravent d'un cycle à un autre. L'accumulation des restes d'aliment, des carapaces issues de la phénomène de mue , des fèces de crevettes et des algues mortes en particulier les algues benthiques (Lab lab) au fond du bassin ne fait qu'empirer la situation.

Les impacts directs de ce phénomène sur l'élevage sont encore mal connus mais sa présence n'a guère d'une bonne chose. Et, l'accumulation importante de matière organique à l'interface eau-sédiment est de nature à altérer la fonction nourricerie des vasières. A l'exception de l'augmentation de la demande en oxygène dissous au cours de l'élevage, ce n'est qu'après la vidange des bassins, durant les deux premiers jours, la boue de couleur noire piégée dans le caniveau et/ou sur la surface du bassin émet une odeur inhabituelle et nauséabonde.

Cette dégradation du milieu ne laisse pas les responsables de l'Aqualma indifférent, premièrement, les deux stations de pompages situés dans la rivière de Marovoalikely sont remplacées par une seule station de pompage de même capacité que ces dernières. Elle est placée dans la rivière Masokoena. Deuxièmement, des recherches d'évaluation ont été

proposées entre autres, l'étude d'impact de la nouvelle station de pompage sur l'exploitation et l'étude de l'état du fond des bassins au cours de l'élevage d'où le thème concernant l'**Interface Eau- Sédiment**.

6 NOTION SUR L'INTERFACE EAU-SEDIMENT ET DU POTENTIEL REDOX

6.1 Interface eau-sédiment

6.1.1 Définitions

En informatique, l'interface est la frontière conventionnelle entre deux systèmes ou deux unités, permettant des échanges d'informations (LAROUSSE, 2002)

C'est la limite commune de deux systèmes, permettant des échanges entre ceux-ci par exemple interface production/distribution. En crevetticulture, l'interface notamment interface eau-sédiment se définit comme la couche intermédiaire solide et/ou liquide issue de l'accumulation des particules d'argile, de sable, de limon, des matières organiques et d'autres minéraux entre le support constitué par le sol et la colonne d'eau.

6.1.2 Types de dépôts

Dans un milieu aquatique, les types de dépôts observés varient en fonction du milieu, de l'environnement, des activités de la population humaine et du concept selon l'étude menée. Ils peuvent être grossiers et déposés au fond, des biofilms fixés sur des substrats inertes et une interface organique qui se forme entre le dépôt grossier et l'eau. En général, cette interface eau-sédiment a été identifiée comme étant une couche organique (AHYERRE, 1999), Near Bed Solids (ARTHUR, 1996), Fluid Sediment (VERBANCK, 1994) pour des études effectuées dans des réseaux d'assainissement du milieu urbain cités par OMS, 2003.

Un autre type de dépôt dénommé dépôt type C par CRABTRE (1989) in OMS 2003, se présentant comme un dépôt vaseux ou argileux et facilement déplaçable même par un faible courant d'écoulement s'observe aussi bien dans les canalisations que dans des étangs ou bassins d'élevage. Dans ces derniers, ce type de dépôt provient généralement de l'érosion des digues et de la décantation des matières en suspension transportées par l'eau d'alimentation.

Pour le saut de concentration, plusieurs chercheurs cités par OMS en 2003 ont relevé une importante concentration en MES près du fond.

	MES (mg/l)
Brombach (1981)	400-1250
Verbanck (1993)	<5000
Ristenpart <i>et al.</i> (1995)	<3600
Ashley & Verbanck (1996)	500-3500
Ahyerre (1996)	500-2000

Enfin, le « fluid sediment » n'est pas présent tout le temps, et il n'est pas facile de prédire les lieux où on le trouve selon RISTENPART *et al.*, 1995.

6.1.3 Genèse de la couche des sédiments

La formation de cette couche dépend de la vitesse du courant d'eau, de la nature du support, de la qualité de l'eau et des facteurs climatiques tels les saisons et le régime du vent, AHYERRE, 1999 in OMS, 2003. Dans un bassin d'élevage, d'autres facteurs interviennent aussi à la formation de la couche interface eau-sédiment, ce sont surtout les aliments apportés aux cheptels, les fertilisants et les chaux pour les traitements périodiques de l'eau, les produits issus de la productivité biologique de surface du milieu (algues mortes, les carapaces et les fèces). L'accumulation de ces derniers au fond détermine la quantité des matières organiques dans les sédiments. Selon AVNIMELECH *et al.*, 2003, l'accumulation de nouveau sédiment dans un bassin d'élevage peut atteindre 7,5 à 15 cm par cycle, la répartition n'est pas uniforme. Ce nouveau dépôt occupe 5 à 36% de la surface mais pour AVNIMELECH *et al.* (2003), la surface couverte par ce nouveau dépôt varie en fonction de la surface du bassin et de la région, 40% du bassin de crevetticulture de 1,2 ha en Thaïlande, 30% de 0,2 ha en Caroline de Sud et 15-35% pour un bassin de 10 ha.

Les travaux de COSINUS en 2000 in OMS, 2003 ont montré que la quantité d'énergie de l'écoulement limite la capacité de transport des particules de sédiment conduisant à une stratification des matières en suspension. A fortes concentrations, l'écoulement se laminarise sous forme de boue fluide difficile à maintenir en mouvement et si les conditions hydrauliques varient peu. La masse se dépose ainsi et une couche plus dense se forme puis se comprime sous l'effet de son propre poids. Ce qui augmente sa résistance. LICK *et al.* (1993) ont noté que la formation d'une couche de sédiment est d'autant rapide et de diamètre plus petit, que le cisaillement au fond ou la concentration en matières en suspension est important.

Sous l'effet des forces externes et/ou de pressions, la couche sédimentée se liquéfie c'est-à-dire se brise et se décompose en agrégats mobiles facilement transportable par l'écoulement. D'après LICK *et al.* en 1993, la vitesse de chute des sédiments est fonction des conditions qui ont conduit à leur formation. Ainsi, pour un écoulement donné, un sédiment

peut avoir une vitesse de chute plus faible que le même sédiment constitué dans un écoulement avec un cisaillement au fond plus fort.

La qualité des sédiments dans les bassins de terre est reconnue comme un facteur crucial de réussite des élevages. La matière organique (MO) est considérée comme une propriété importante des sols. Elle influence d'autres propriétés comme la communauté microbienne hétérotrophe, la capacité d'adsorption des polluants. Une accumulation conduit à des effets directement négatifs sur les rendements par relargage de composés toxiques (H_2S , NH_3 , N_2O).

La présence d'argile cohésive du type kaolinite et montmorillonite dans les dépôts augmente la résistance à l'érosion de ceux – ci.

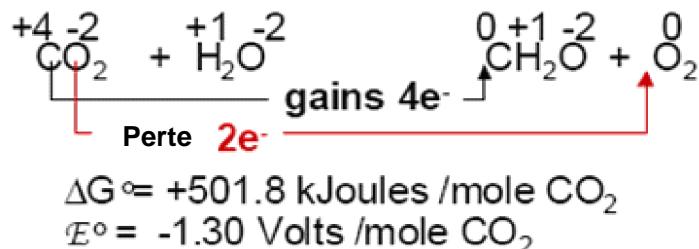
L'évaluation et l'appréciation de la qualité de la couche interface eau-sédiment nécessitent la combinaison de plusieurs paramètres (physiques et/ou chimiques) dont la mesure du potentiel d'oxydation et/ou de réduction, la mesure du pH, le pourcentage en matière organique sont les principaux. Les valeurs du redox et des sulfures donnent une indication de la qualité des sédiments sur le plan de l'enrichissement organique (PARKER et MALLORY, 2003).

6.2 Potentiel d'oxydoréduction (redox)

6.2.1 Définitions

Le potentiel redox est une réaction chimique qui implique un transfert d'électrons et un changement d'énergie libre entre les produits et les réactants. L'atome qui descend d'état d'oxydation est par définition réduit, l'atome qui monte d'état d'oxydation est oxydé (exemple : la photosynthèse ou la respiration)

Elle est spontanée lorsqu'il y a une production d'énergie. Mais, elle peut être inhibée par la cinétique.



Avec ΔG° : Energie libre de Gibbs

Dans le cas où les conditions sont non standards, l'équation de NERNST permet de calculer la valeur du potentiel redox.

$$\Delta G = \Delta G^\circ + RT \ln Q$$

Q = Quotient de réaction

R = Constante des gaz parfaits

$$\Delta G^\circ = -nFE^\circ, \Delta G = -nFE,$$

$$E = E^\circ - \frac{RT \ln Q}{nF}$$

**Nernst
Equation**

$$E = E^\circ - \frac{RT \ln Q}{nF}$$

Constants
at 25°C

$$E = E^\circ - \frac{0.05916 \ln Q}{n}$$

Source : BOUCHER, 2000 in OMS, 2003.

Le potentiel d'oxydoréduction (Eh) est un index du degré d'oxydation ou de réduction. Dans les sédiments, les accepteurs terminaux d'électrons utilisés dans la décomposition de la MO sont par ordre décroissant d'efficacité : l'oxygène, le nitrate, le sulfate et le carbonate. Cette succession s'accompagne d'une diminution du potentiel d'oxydoréduction. Des potentiels de +100 mV et de - 200 mV correspondent respectivement à l'utilisation des nitrates et des sulfates comme accepteurs terminaux d'électrons. Dans le premier cas, théoriquement, le développement de bactéries dénitritifiantes, et le second cas à des bactéries sulfato-réductrices est observé. La valeur moyenne (N=180) à l'interface eau-sédiment est de 78±63 mV pour des extrêmes de -119 mV et de +220 mV. Les valeurs moyennes par bassin sont significativement différentes et varient de -31±76 à +157±32. Une diminution générale du potentiel avec la profondeur pour atteindre dans certains cas des valeurs proches de -150 mV est à noter (LEMONNIER, 2007).

Le potentiel de l'électron (pe) est défini par : $pe = -\log_{10}([e^-])$

Sur le terrain, le potentiel d'oxydoréduction est Eh, exprimé en millivolts. Il est relié au potentiel de l'électron par la relation :

$$Eh = pe^*(c.R.T/F) \text{ avec: } c = \ln(10)$$

R : constante des gaz parfaits

R=8,314510

T : température en °Kelvin

F=96485,30

F : le Faraday

A 25°C Eh=0.06105817.pe

L'électron n'existe pas en tant qu'une espèce isolée dans les solutions aqueuses. Il y a des échanges d'électrons entre espèces chimiques et le potentiel de l'électron traduit son niveau énergétique lors de ces échanges.

6.2.2 Caractéristiques de la réaction rédox

Les réactions d'oxydoréduction sont réputées lentes. Elles sont surtout générées par des processus biologiques. La distribution dans les eaux naturelles et les sédiments peuvent être hors équilibre et certains d'entre eux peuvent avoir quelques retentissements sur les réactions acido-basiques (sulfato-réduction par exemple).

Dans les sédiments, chaque élément issu de la combinaison de C, H, O, N et S, a son propre potentiel rédox. En fonction de la décroissance du potentiel d'oxydation, différentes espèces vont se succéder (à un pH fixé). Après la réduction de l'oxygène, les nitrates sont réduits ; les oxydes de Fe ou de Mn et des sulfates s'en suivent respectivement. Finalement, lorsque tous les oxydants sont consommés dans les sédiments anoxiques, la matière organique elle-même peut servir d'oxydant. Cette séquence correspond à la séquence diagénétique.

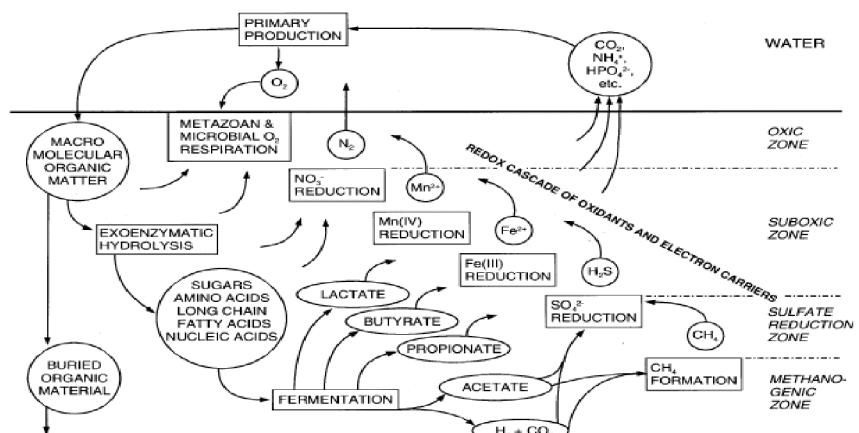


Figure n°6 : Séquence verticale des réactions d'oxydation

Source : SCHULTZ et ZABEL, 2000

Cette zonation en profondeur se répercute directement sur les flux benthiques des éléments azotés de la colonne d'eau.

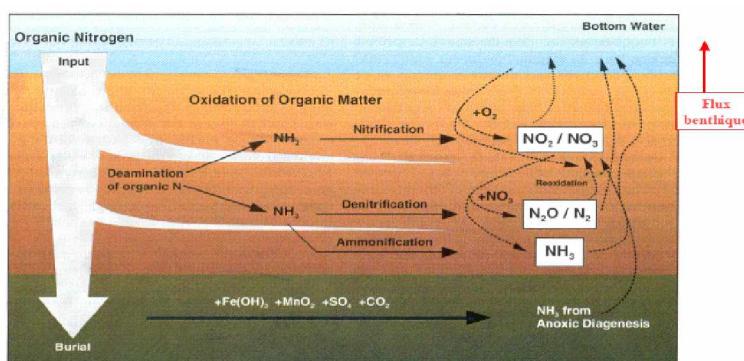


Figure n°7 : Conséquence des réactions diagénétiques sur la concentration des eaux de fond

Source : Schultz & Zabel, 2000

Remarque : Si le potentiel d’oxydoréduction augmente, cela ne signifie pas forcément que les conditions deviennent moins réductrices.

L’accumulation importante des matières organiques dans l’IES est de nature à altérer la fonction nourricière du milieu. (JONES et al., 2004).

En bref, grâce à l’adoption d’une nouvelle technique de renouvellement d’eau (taux inférieur à 5% ou zéro renouvellement), la situation mondiale de la crevetticulture connaît actuellement un véritable succès, en particulier sur le plan sanitaire. Le tonnage augmente d’une année à une autre. Parallèlement, de nombreux problèmes sont constatés au cours d’un cycle d’élevage comme l’insuffisance de la concentration de l’oxygène dissous, la prolifération des algues benthiques. Aussi, les sédiments s’accumulent progressivement au fond des bassins, emprisonnant ainsi les restes de matières organiques. Elles sont de nature à altérer la qualité du milieu d’élevage voire même la qualité de la production. La méthodologie adoptée pour élucider ces problèmes ainsi que les caractéristiques des sédiments sont expliquées en détail dans les prochaines parties de l’étude.

PARTIE II : EXPERIMENTATION – MATERIELS ET METHODES

PARTIE II : EXPERIMENTATION – MATERIELS ET METHODES

De nombreuses étapes sont nécessaires pour mener à bien l’investigation. Il s’agit de la phase d’imprégnation, la recherche et conception d’un prototype de carotteur, le test d’efficacité du carotteur, l’élaboration du protocole de recherche et du choix de bassins, l’expérimentation et enfin, l’analyse des données récoltées.

Cette partie va servir de guide à travers les différentes étapes dans l’accomplissement de l’étude menée. Le déroulement du protocole de recherche, les matériels ainsi que les méthodes nécessaires utilisées sont décrits et expliqués en détail dans cette partie.

1 DEROULEMENT DE L’INVESTIGATION

En général, l’investigation comprend trois grandes étapes interdépendantes les unes des autres à savoir l’imprégnation, la préparation et l’expérimentation proprement dite.

1.1 Imprégnation

L’imprégnation constitue l’une des étapes primordiale et mérite d’être faite avant d’entamer le but du sujet d’étude surtout pour les activités où les travaux sur terrain sont de nécessités absolues. Les objectifs de l’imprégnation peuvent être groupés en trois :

- ✓ l’adaptation au milieu de travail : elle nous permet d’avoir une bonne orientation géographique, de s’habituer à l’environnement et aux diverses activités qui s’avèrent indispensables ultérieurement dans la réalisation du travail. Par exemple, l’adaptation au climat, la mesure des paramètres physico-chimiques du milieu, ... ;
- ✓ l’acquisition de nouvelles techniques : enrichir nos connaissances théoriques avec des pratiques et techniques en vigueur dans l’exploitation, avoir une idée générale sur la gestion de la ferme et sur la conduite de l’élevage en travaillant étroitement avec les gérants de chaque ferme, et ;
- ✓ l’assise d’une bonne relation avec le personnel.

1.2 Préparation

En premier lieu, la préparation consiste à faire les inventaires et les expertises des matériels nécessaires pour l’investigation, à localiser l’interface eau-sédiment et à choisir le

nombre et l'emplacement des points de prélèvements. En deuxième lieu, elle vise l'élaboration du protocole de recherche.

1.2.1 Conception du matériel de prélèvements (le tube de carottage)

Avec une eau de couleur vert sombre, vert claire, marron et parfois terrigène de Secchi de 30 à 45 cm, et une instabilité du fond au moindre choc, la prise de mesures directes sur l'interface eau-sédiment dans le bassin est impossible. De plus, il est difficile voire inespéré d'obtenir des données fiables sur l'état du fond.

Par conséquent, l'utilisation d'une carotte à tête transparente fait en plexiglas a été adoptée. Le tube carotteur est un prototype conçu spécialement pour faciliter l'identification, la lecture et la mensuration des différentes stratifications du milieu d'élevage telles la couche organique, le saut de concentration et la colonne d'eau.

Le tube est fabriqué par l'assemblage d'un tube en plexiglas (50 cm de long, 65 mm de diamètre interne et 2,5 mm d'épaisseur) servant de carotte, d'un manchon en PVC et d'un tuyau de pression en PVC (diamètre : 63 mm, longueur : 1,80 m).

Le plexiglas se fixe sur le manchon par l'intermédiaire d'un boulon, de sorte que ce dernier se détache facilement. Par contre, le tuyau de pression se trouve accolé au manchon par une colle spéciale pour PVC.

Afin de faciliter l'évacuation d'une partie de la colonne d'eau, le manchon est percé de deux trous opposés formant un angle de 180° et de 14 mm de diamètre. De même, le tuyau est aussi percé de 6 trous sur sa longueur, espacés les uns des autres de 6 cm. Les diamètres de ces trous sont différents. Le premier et le sixième ont un diamètre de 1 cm et les quatre autres ont un diamètre équivalent à ceux du manchon. De plus, la présence de ces trous permet de faire diminuer la pression apportée par le poids de la colonne d'eau sur la résistance du sol à colmater sur le plexiglas au moment des prélèvements.

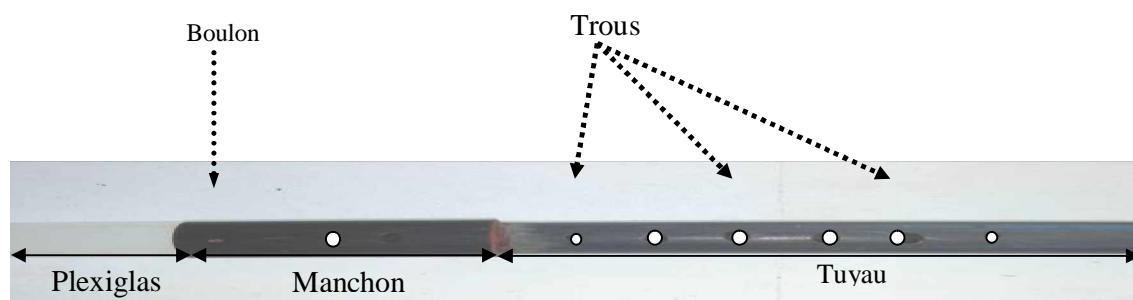


Figure n°8 : Tube de carottage

Source : Auteur, 2007

1.2.2 Test d'efficacité des matériaux et du protocole

La fiabilité des résultats dépend du procédé et de la qualité des outils de mesures à disposition. Il est toujours judicieux de faire des essais pour vérifier l'efficacité des matériaux surtout avec un outil fait maison tel la carotte.

Le test consiste à faire des prélèvements en différents points dans différents bassins. Les faits constatés et les résultats ainsi obtenus vont être utilisés par la suite à l'amélioration de la carotte et du protocole de recherche.

1.2.3 Choix des points de prélèvements

Le choix des points de prélèvements repose sur plusieurs critères car les résultats et les interprétations à présenter ultérieurement dépendent étroitement des données ainsi récoltées.

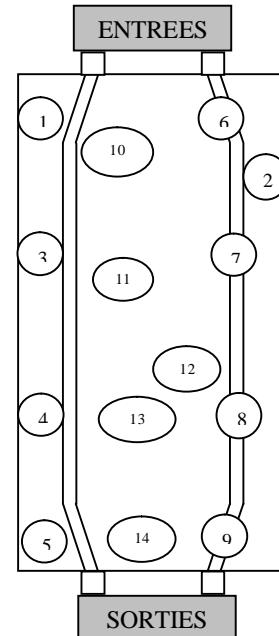
Ces critères de choix sont :

- ✓ la répartition de la couche interface eau-sédiment ;
- ✓ la profondeur pour une couche compacte capable de boucher le carotteur lors des prélèvements, et ;
- ✓ le temps pour la prise de mesures des paramètres nécessitant un prélèvement direct sur le terrain.

Tableau n°6 : Evaluation de l'intensité de l'interface eau sédiment

Points	Présence de IES	Epaisseur (en cm)
B1 (1)	Non ou peu	4 à 6
B2 (2)	Peu	4 à 6
B3 (3)	Peu	4 à 6
B4 (4)	Moyenne	6 à 8
B5 (5)	Moyenne	6 à 9
C1 (6)	Moyenne	8 à 15
C2 (7)	Moyenne	10 à 15
C3 (8)	Massive	15 à 25
C4 (9)	Massive	> 30
P1 (10)	Non	≤ 5
P2 (11)	Non	≤ 5
P3 (12)	Non	≤ 5
P4 (13)	Peu	≤ 5
P5 (14)	Peu	≤ 8

Source : Auteur, 2006



Il est à noter que pour un point de prélèvements, il y a 6 mesures de paramètres dits paramètres spontanés à prélever dont 4 avec l'eau du fond et 2 dans les couches interface eau-sédiment. L'ensemble nécessite en moyenne 30 minutes.

Sur le terrain, le nombre de prélèvements a été limité à trois (3) pour cause du temps de prise de mesures des paramètres spontanés et le risque d'exposer les échantillons à la chaleur du jour. Ces trois points représentent la berge (B), le caniveau (C) et la plateforme (P). Ils se trouvent au niveau du deuxième tiers de la longueur du bassin en partant de l'entrée.

1.2.4 Elaboration du protocole de recherche

Le protocole de recherche a été élaboré à l'issue de nombreuses rencontres avec les responsables de deux Départements concernés par l'étude menée. Ces deux départements sont le département Elevage et le département Environnement et contrôle qualité.

Il décrit les étapes à suivre, les procédés d'analyses des échantillons, la fréquence de prélèvements, les besoins en personnel et en matériel nécessaires pour la réalisation de l'étude. Le contenu du protocole est relaté ultérieurement dans la partie matériels et méthodes.

1.3 Expérimentation

C'est l'étape qui traite le sujet principal de l'investigation. Elle consiste à assurer les suivis et la récolte des données sur cinq bassins de grossissement repartis sur toute la longueur de la ferme. Les bassins sont numérotés G1 à G5.

Le choix des bassins est basé sur l'âge des crevettes (appartenant à une même période de transfert) et le mode de distribution des aliments (à la volée ou par des mangeoires). Ainsi, les bassins sont repartis sur toute la longueur du site.



Du Nord au Sud, les bassins étudiés sont disposés comme suit : G3, G2, G1, G4 et enfin, G5

Figure n°9 : Répartition des bassins étudiés

Source : Auteur, 2007

Les suivis peuvent être classés en deux, d'une part, la gestion de l'élevage par le suivi des paramètres zootechniques et d'autre part, par l'analyse des paramètres physico-chimiques et microbiologiques de l'interface eau-sédiment.

Il est à noter que les données ainsi obtenues sont directement enregistrées sous Excel en attente de traitement.

La saisie et le traitement des données sont basés sur des analyses statistiques en particulier l'analyse de variance à un facteur avec $\alpha=5\%$, de corrélation et de l'exploitation sur Excel pour des courbes évolutives des paramètres.

1.4 Besoin en personnel

L'étude n'a pas pu être menée à terme sans la présence et la participation de nombreuses personnes qui dans l'ensemble constituent une équipe. Chacune tient un rôle spécifique selon leur milieu de travail respectif dont les agents de laboratoire et les agents d'élevage notamment les nourrisseurs. Au total, 16 personnes ont été mobilisées pour réaliser l'étude.

2 MATERIELS ET METHODES

2.1 Matériels et méthodes de prélèvements

2.1.1 Eau du fond et interface eau-sédiment

Les échantillons sont destinés à l'analyse physico-chimique et microbiologique de laboratoire.

2.1.1.1 Matériels

Tube de carottage

Le carottier est un prototype conçu spécialement pour faciliter l'identification. La lecture et la mensuration des différentes stratifications du milieu d'élevage sont constatées telles la couche organique, le saut de concentration et la colonne d'eau.

Boîtes de Pétri plastiques

Elles sont nécessaires pour les prélèvements des échantillons de sol et/ou de sédiments destinés à l'analyse microbiologique. Il est à noter que les boîtes sont stériles et conservées dans un sachet en plastique jusqu'au moment des prélèvements. Une fois les prélèvements effectués, les boîtes sont conservées à l'abri de la lumière et de la chaleur.

Flacons

Ils ont une capacité de 500 ml. Ils sont utilisés pour la collecte des échantillons d'eau servant à l'analyse biologique et l'analyse chimique de l'eau.

2.1.1.2 Méthodes

Les prélèvements se font en différents points. A chaque opération de prélèvements, la barge doit être immobile ou dans l'inévitable (présence de vent) la mettre dans la position la plus stable que possible. Ce qui nécessite une équipe de deux personnes à bord dont l'une conduit et l'autre prélève les échantillons.

Les prélèvements se passent comme suit :

Ü faire plonger le tube carotteur perpendiculairement à la surface de l'eau ;

Ü une fois arrivée au fond, enfoncez d'un coup sec le tube dans le sol, appliquer sans se brusquer un mouvement de toupie ou d'oscillation pour ne pas perturber le contenu du tube et jusqu'à ce qu'il se détache du fond ;

Ü retirer délicatement le tube hors de l'eau toujours en position verticale ;

Ü dévisser le boulon et retirer le manchon et le tuyau de l'ensemble ;

Ü mesurer à l'aide d'une règle les différentes stratifications observées et ;

Ü prélever les échantillons, premièrement la partie liquide en versant le contenu du tube en plexiglas dans un flacon et ensuite la couche organique en poussant le contenu du tube vers le haut à l'aide d'un pousoir et prélever une partie de la couche superficielle.

2.1.2 Colonne d'eau

Les échantillons de la colonne d'eau sont consacrés aux analyses physico-chimiques et biologiques de l'eau.

2.1.2.1 Matériels

Tableau n°7 : Liste des matériels utilisés pour les échantillonnages dans la colonne d'eau

Matériels	Type	Utilités
Seau	En plastique	Mélanger les échantillons
Flacons	Identiques à ceux utilisés pour le prélèvement d'eau du fond	Stocker les échantillons d'eau
Filet à plancton		Capturer le zooplancton

Source : Auteur, 2007

2.1.2.2 Méthodes

Pour chaque point de prélèvements, il y a lieu de plonger le flacon dans l'eau à une profondeur de 30 cm de la surface puis de procéder à un prélèvement en remplissant le flacon. Les opérations doivent être faites dans l'eau. Ensuite, il s'avère nécessaire de mélanger les échantillons dans un seau et enfin de prélever l'échantillon final.

Remarque : placer les échantillons à l'abri de la lumière et de la chaleur.

2.1.3 Organismes benthiques

Les organismes pris en compte sont ceux qui ont la faculté de s'adhérer à un corps vivant ou inerte. On les appelle organismes sessiles.

2.1.3.1 Matériels

Piquets

Ils sont fabriqués à partir des tringles de bois et servent de support pour les plaquettes. L'extrémité immergée est taillée pour faciliter sa mise en place. La présence de trois rainures horizontales permet la fixation des plaquettes. La première se trouve à 5 cm de la surface du fond des bassins. Les plaquettes sont espacées les unes des autres d'une distance de 6 cm.

Plaquettes

De dimension $4 \times 10 \text{ cm}^2$ chacune, elles sont fabriquées à partir d'une plaque de plastique transparente et percées de deux trous où des cordons seront attachés.



Figure n°10 : Piquets et plaquettes avant et au moment des prélèvements

Source : Auteur, 2007

2.1.3.2 Méthodes

Il y a lieu de placer une série de 3 piquets à chaque point de prélèvements (caniveau, berge et plate-forme) et de fixer les plaquettes sur chaque piquet. Au moment du prélèvement, retirer les plaquettes de son support puis placer chacune d'elles dans un sachet contenant un

mélange d'eau distillée et quelques gouttes de lugol et enfin refermer le tout avec du ruban adhésif. Enfin, les échantillons sont à conserver à l'abri de la lumière.

2.2 Matériels et méthodes de mesure des paramètres sur terrain

2.2.1 Stratification

Les différentes stratifications observées à travers le tube transparent du carottier en particulier la couche interface eau-sédiment s'il en existe, sont mesurées à l'aide d'une règle.

2.2.2 Oxygène dissous et température

Un oxymètre YSI 52 a été utilisé. C'est un appareil portatif muni d'une sonde à électrode, destiné pour les travaux sur terrain. Il sert à déterminer la concentration en oxygène dissous et en même temps, il prélève la température de l'eau.

La mesure se fait comme suit :

- ✓ faire plonger la sonde dans le tube transparent du carottier ;
- ✓ appliquer un léger mouvement d'oscillation pour accélérer la lecture, et;
- ✓ patienter un moment jusqu'à la stabilisation des chiffres affichés sur l'écran et noter le résultat.

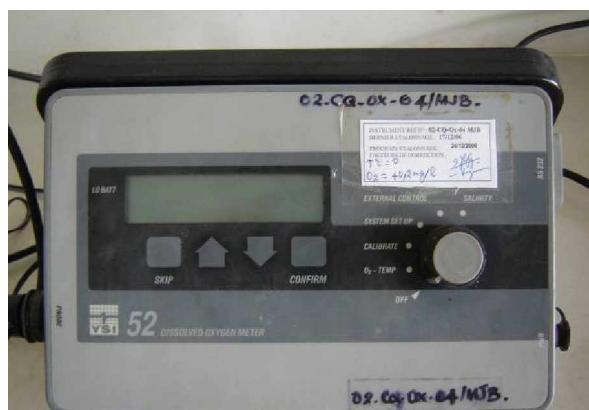


Figure n°11 : Appareil de mesure sur terrain de l'oxygène dissous et de la température

Source : Auteur, 2006

2.2.3 Potentiel d'oxydoréduction et pH

Durant l'investigation, la mesure du pH et du potentiel d'oxydoréduction a été réalisée avec un pHmètre ISE (HACH, session2). Le pHmètre est un appareil portatif muni de deux sondes à électrodes dont la première est utilisée pour la mesure du pH et l'autre pour celle du potentiel d'oxydoréduction. L'avantage de cet appareil est la capacité de prélever des valeurs aussi bien dans l'eau que dans une couche de sédiments ou de sols humides.

Les valeurs ainsi obtenues doivent être rapportées aux valeurs de lecture en mV de l'électrode normale à hydrogène suivant la formule suivante $E_{ENH} = E_0 + C$

Avec E_{ENH} : Valeur de lecture de l'électrode normale à hydrogène en mV ;

E_0 : valeur affichée par l'appareil en mV ;

C : valeur à ajouter en fonction de l'électrode à hydrogène et de la température.

Tableau n°8 : Valeur à ajouter (C, en mV) selon l'électrode à hydrogène de référence en fonction de la température et de la concentration de la solution de remplissage

Température (C°)	Orion #900001 1,5 M KCl	Orion #900011 Solution saturée KCl 4 M
5	254	219
10	251	214
15	249	209
20	244	204
25	241	199
30	238	194
35	235	189

Source : Manuel d'utilisation de la sonde, HACH, 2004

Le potentiel redox doit être mesuré pendant que l'échantillon se trouve encore dans le tube de carottage. L'eau doit être soigneusement égouttée par le bout de l'échantillon correspondant à l'interface eau-sédiment avant l'insertion des sondes étalonnées dans le sédiment. Cette opération doit être effectuée aussitôt que possible après le prélèvement. La sonde étalonnée doit être maintenue dans la couche supérieure de 2 cm du sédiment pendant environ 2-3 minutes, ou jusqu'à ce que le point d'équilibre soit atteint. Dans les sédiments où les lectures du potentiel redox sont très variables, il faut parfois enfoncez et retirer plusieurs fois la sonde de la couche de 2 cm du sédiment jusqu'à ce que la lecture se stabilise.

S'il est impossible d'analyser les échantillons obtenus par carottage dans les 3 heures. Il est recommandé d'entreposer la carotte au complet à l'obscurité et sur la glace jusqu'à la mesure du potentiel redox. Cette mesure doit toujours être réalisée dans les 24 heures qui suivent le prélèvement (WILDISH, 1999).

Remarque : avant chaque sortie, les deux appareils doivent subir un calibrage.



Figure n°12 : Appareil de mesure sur terrain du rédox et du pH

Source : Auteur, 2006

2.3 Matériels et méthodes de mesure au laboratoire

2.3.1 Matière en suspension (g /ml), Matières organiques eau (MOE) et Matières organiques sol (MOS)

La détermination de la matière en suspension (MES) de l'eau se fait par une lecture au spectrophotomètre réglé à 810 nm d'un mélange d'un échantillon d'eau et de l'eau distillée déminéralisée.

L'évaluation de la MOE s'obtient par filtration d'un échantillon sur membrane Whatman de type GF/F en fibre de verre et de maille 45µm. Le volume à filtrer dépend de la turbidité de l'eau. Le filtrage de l'échantillon s'effectue par une pompe à vide.

La méthode utilisée est la calcination à 75°C pendant une heure puis 450°C pendant 5 heures au four. Le pesage du filtre nécessite l'utilisation d'une balance de précision (4 chiffres après virgule).

$$MOE = (\mathbf{B} - \mathbf{A}) \times \frac{1000}{V}$$

Avec

MO (mg/l) : Matière organique de l'eau :

A : poids après incinération ;

B : poids après dessiccation ;

V : volume d'eau filtrée.

En outre, la méthode utilisée pour la détermination de la MOS durant toute notre étude est un procédé chimique. Contrairement à la conservation habituelle des échantillons, le

sol doit être séché à l’air libre puis broyé. Lors de la préparation, l’échantillon de sol broyé est attaqué par du bichromate de potassium et de l’acide sulfurique, puis l’ensemble est dilué avec de l’eau distillée avant d’être filtré. Enfin, on passe le filtrat dans le spectrophotomètre avec une longueur d’onde de 610 nm.

2.3.4 Paramètres chimiques

Parmi les éléments chimiques analysés, seuls l’azote total et le phosphore total ne demandent pas un échantillon filtré avant toute sorte de manipulation et doivent passer par une étape de digestion. Les réactifs utilisés sont à incorporer dans l’échantillon.

2.3.4.1 Nitrite et Nitrate

Le nitrite est un élément très instable, rarement présent dans l’eau, sinon il s’y trouve à une concentration très faible. Néanmoins, une élévation brusque de la concentration en nitrite même de manière passagère, peut entraîner des mortalités. La préparation nécessite l’utilisation de la Diazotine (solution d’eau distillée, d’acide sulfurique et d’amino-4 benzène sulfanomide sulfanilamide) et de « coupling » (N-Naphtyl-1 Ethylène diamine Dichlorhydrate). La solution est agitée puis laissée agir le réactif. La couleur de la solution vire au rose. Enfin, la lecture se fait au spectrophotomètre.

Le Nitrate est l’élément chimique le plus important et le plus utile dans l’eau d’élevage. Il conditionne la multiplication du phytoplancton, c'est-à-dire la productivité primaire du milieu d’élevage. Pour la détermination de sa concentration, il y a lieu d’ajouter de l’acide chlorhydrique dans la solution. Une fois, le temps de réaction est expiré, la lecture se fait au spectrophotomètre.

2.3.4.3 Ammoniaque et Orthophosphate

La préparation de la solution pour la lecture au spectrophotomètre nécessite une solution de salicylate, une solution de $K_4Fe(CN)_6$ et une solution de NaOCl à ajouter respectivement selon cet ordre dans la solution. Agitez puis laissez agir les réactifs, la couleur vire au vert jaune à la fin de la réaction.

L’orthophosphate constitue avec le nitrate les deux principaux éléments chimiques qui intéressent les aquaculteurs. Il constitue une source de nutriments pour le phytoplancton et peut aussi agir comme un facteur limitant provoquant ainsi l’apparition et la multiplication des cyanobactéries.

La solution à mesurer au spectrophotomètre est préparée par l'adjonction du phénophthaléine, de l'acide sulfurique si la solution est trop basique, de réactif combiné (antimoine-3 potassium oxytartrate + heptamolybdate d'ammonium + acide sulfurique + acide ascorbique) dans la solution. On attend le virage de la couleur au bleu avant de procéder à la lecture.

2.3.4.5 Azote total et Phosphore total

La concentration en azote total représente la concentration de toute forme d'azote présent dans le milieu. Il provient des résidus de la vie animale à partir du plancton mort, des rejets méthaniques, des excréments des organismes aquatiques ainsi que des substances apportées par les fumures. La détermination de sa concentration nécessite un temps de digestion c'est-à-dire un passage dans une autoclave à 121°C pendant 30 minutes d'un volume déterminé de l'échantillon non filtré additionné d'une solution d'hydroxyde de sodium, de persulfate et de borate. Après refroidissement, quelques millilitres sont pipetés et le pH est testé avec du phénophthaléine et de l'acide sulfurique puis ajouté du réactif combiné (identique à celui du phosphate). Une fois, la couleur de la solution vire au bleu. Ensuite, il faut passer à la lecture au spectrophotomètre.

Le phosphore total désigne la somme des concentrations de phosphore présent dans le milieu c'est-à-dire phosphore sous forme ionique et phosphore sous forme moléculaire ensemble. Les eaux naturelles sont pauvres en phosphore. L'apport de cet élément est une nécessité pour la production algale notamment les **Diatomées**. En règle générale, le phosphore est immédiatement stocké par les algues et les vases où il sera restitué en cas de besoin même longtemps après un apport. La détermination de la concentration en phosphore total nécessite aussi, comme celle de l'azote total, une digestion. Après refroidissement, la solution doit être filtrée avec un filtre de porosité égal à 45µm. On ajoute de l'acide chlorhydrique, la solution reste incolore et enfin, on fait les lectures au spectrophotomètre (deux longueurs d'ondes différentes).

Remarque : pour l'analyse chimique de l'interface eau-sédiment ou du sol, les procédures d'analyse sont identiques à l'analyse chimique de l'eau après une dilution de l'échantillon. L'échantillon de sol ou de l'interface eau-sédiment dans de l'eau salée (rapport de volume : 1/20) est à mélanger. Un broyage est nécessaire pour bien dissoudre le sol ou les sédiments, et pour rendre la solution homogène. Le surnageant est à récupérer après une quinzaine de minutes de décantation. C'est le surnageant qui va servir de solution pour les analyses.

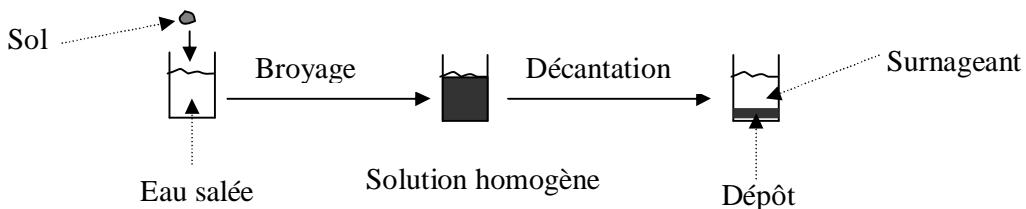


Figure n°13 : Préparation des échantillons de sédiment pour les analyses chimiques

Source : Auteur, 2007

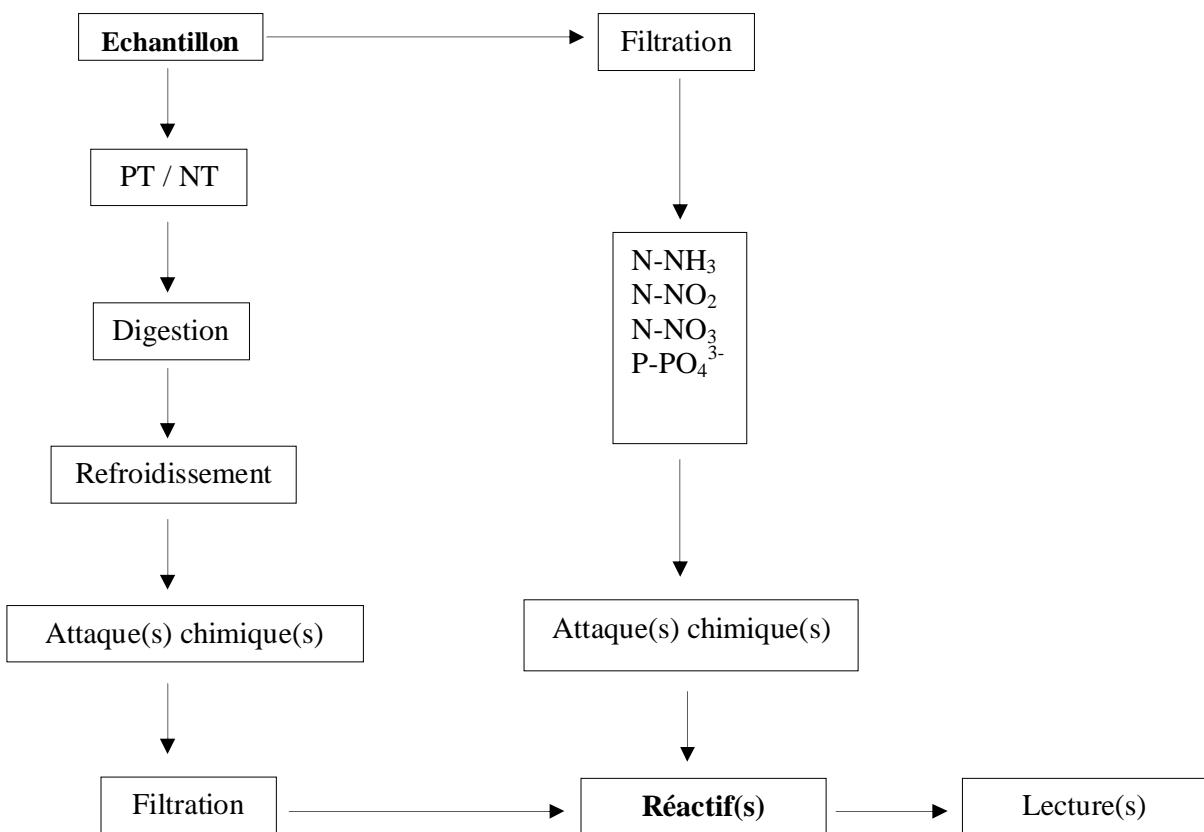


Figure n°14 : Schéma simplifié des analyses chimiques

Source : Auteur, 2006



Figure n°15 : Le spectrophotomètre de mesure des paramètres physico-chimiques

Source : Auteur, 2006

2.3.5 Analyses microbiologiques du sédiment

L’analyse est utilisée à évaluer la population microbienne du sédiment : la dynamique et la composition.

2.3.5.1 Type de milieu de culture

Pour identifier les espèces à pouvoir dégradant de l’ensemble, deux types de milieu de culture ont été utilisés : le milieu Zobell et le milieu TCBS (Thiosulfate Citrate Bile Salt Saccharose).

Ø le milieu Zobell est un milieu sélectif pour la détermination de la flore hétérotrophe aérobie et anaérobie facultative totale marine connue sous la dénomination FTM (Flore Totale Mésophile), et ;

Ø le milieu TCBS est un milieu sélectif utilisé pour la détermination de la flore vibrionacée totale. Il permet également de distinguer les souches bactériennes qui peuvent dégrader le saccharose (colonies jaunes sur TCBS, saccharose +) de celles qui ne le peuvent pas (colonies vertes sur TCBS, saccharose -).

Pour rendre comptable, les échantillons qui sont souvent trop chargés en bactéries, subissent une série de dilution d’un facteur de 10 à chaque niveau. L’eau de dilution utilisée est une eau de mer filtrée et stérilisée à l’autoclave à 121°C pendant 30 minutes.

L’ensemencement sur le milieu de culture se fait dans une salle aseptisée (nettoyée avec de l’alcool et exposée au rayon UV) journellement.

2.3.5.2 Condition et méthode de culture

Les matériels utilisés sont tous bien stérilisés. La méthode consiste à peser environ 1 g de sol et/ou de sédiments et le placer dans un tube à essai contenant 10 ml d’eau de dilution et homogénéiser l’ensemble par agitation mécanique. Des dilutions décimales sont également réalisées selon le niveau souhaité et 0,1 ml de la solution est étalé sur la gélose en boîte de Pétri.

Les cultures sont incubées à 30°C pendant 24 heures pour les ensemencements sur TCBS et 48 heures pour ceux sur Zobell.

Seules, les colonies macroscopiques sont prises en compte au moment de la lecture. Les colonies de différentes couleurs présentes sur TCBS sont comptées séparément, et les résultats sont ramenés en CFU (Colonies Formant Unité)/g d’échantillon. Les boîtes ayant un nombre dépassant 350 colonies sur TCBS et 400 sur Zobell sont considérées hors norme. (Norme AFNOR)

$$N = \frac{C \times d^n}{p}$$

Avec

N : nombre de colonies par gramme d'échantillon

C : nombre de colonies présentes sur la boîte

d : volume de solution dans le tube à essai (10 ml)

n : niveau de dilution (n=2 sur TCBS et n=4 sur Zobell)

p : poids de l'échantillon.

2.3.6 Analyse biologique

L'analyse biologique de l'eau est utilisée en tant que paramètres explicatifs. Elle consiste à faire le dénombrement des composants de la population du phytoplancton et du zooplancton de l'eau. Le dénombrement se fait sous microscope en utilisant une lame de cellule de Palmer-Malone pour le phytoplancton et cellules de Sedgwick-Rafter pour le zooplancton.

2.3.6.1 Dénombrement du phytoplancton

De l'échantillon de la colonne d'eau prélevée, 10 ml sont à prélever, à mettre dans un tube à essai, ajouter quelques gouttes de lugol, bien agiter puis recouvrir le tube par son couvercle ou par du papier aluminium.

La solution de lugol agit non seulement en tant que fixateur permettant une lecture ultérieure de l'échantillon. Mais, elle permet aussi de différencier les différents genres de phytoplancton présents dans l'échantillon tels les algues vertes, les algues bleu vertes, les **Diatomées**.

Vu les moyens disponibles et malgré la multiplicité des activités au laboratoire, une méthode d'estimation a été adoptée. La technique de dénombrement dépend de la densité de la population de phytoplancton. La densité s'obtient par observation à l'objectif x 10 de l'échantillon lugolé.

Tableau n°9 : Méthode de calcul de la population de phytoplancton suivant sa densité

Densité	Basse	Haute	Très haute
Lecture	Comptage de toutes les cases de la lame	Comptage par transect c'est-à-dire lecture d'une horizontale et d'une verticale	Comptage par champs
Méthode de calcul	Aucun changement	Faire la moyenne de tous les champs (N)	Faire la moyenne des champs (N)
Nombre total de cellules/ml	Aucun changement	Ob x 10 : N x 69.44 Ob x 20 : N x 138.88 Ob x 40: N x 277.44	Ob x 10: N x 786 Ob x 20: N x 3184 Ob x 40: N x 12820

Source : Auteur, 2007 (issue des documents internes de l'Aqualma)

Ob : observation

N : effectif moyen par champ

2.3.6.2 Zooplancton

L'échantillon d'eau analysée est aussi mélangé avec de la lugol. Le dénombrement consiste à compter tous les champs par balayage de la surface de la lame.

La préparation commence par une agitation de l'échantillon, puis pipeter 1 ml, ensuite remplir la chambre et enfin la couvrir par une lame mince tout en évitant la présence des bulles d'air. Les résultats sont ramenés en nombre d'individus par litre (ind/l) en multipliant les résultats de chaque dénombrement par 0,9.

3 AVANTAGES, INCONVENIENTS ET LIMITES DE LA METHODOLOGIE D'APPROCHE

La méthodologie d'approche utilisée durant toute l'investigation est fondée sur l'idée d'avoir à disposition des techniques appropriées et adaptées au terrain pour les prélèvements, les prises de mesure et les analyses afin d'obtenir des résultats fiables. Néanmoins, comme toute approche, elle présente aussi des inconvénients qui limitent le champ d'application.

3.1 Avantages

La qualité de la méthodologie d'approche repose sur la répartition en trois grandes étapes. Elle permet de résoudre progressivement et sans trop de complication les problèmes rencontrés au cours de la réalisation de l'étude.

Durant l'imprégnation, une bonne relation avec le personnel a pu être établie. Ainsi une meilleure connaissance du milieu, de la gestion et du système de l'élevage a été acquise.

La deuxième étape, la préparation a permis en premier lieu de rassembler tous les matériels nécessaires et adéquats pour les prélèvements, les mesures directes sur terrain et les analyses au laboratoire. Puis en deuxième lieu, on a pu établir le protocole de recherche (manipulation des matériels de prélèvement ou de prise de mesure et d'analyse) et enfin de bien choisir les points de prélèvements.

La dernière étape ou expérimentation a permis de réaliser un suivi régulier de tous les paramètres d'étude. L'utilisation du tube de carottage transparent facilite la prise de mesure in situ (potentiel redox, pH, oxygène dissous et température) et l'observation de la superposition des différentes couches de sédiments du fond des bassins.

3.2 Inconvénients

Le principal inconvénient de la méthodologie d'approche est qu'elle nécessite un temps assez long pour la réalisation de l'étude. Le tube de carottage est un outil assez encombrant. Et il n'est efficace que s'il entre en contact avec le support adhésif (couche de sol compact au fond du bassin). Les plaquettes des pièges à benthos sont facilement recouvertes de sédiments rendant sous microscope difficiles les lectures.

Aussi, une oxydation partielle de la matière organique du sol lors du séchage à l'air libre de l'échantillon a été observée. Enfin, les particules de diamètre inférieur à $45\mu\text{m}$ ne sont pas tenues en compte dans les analyses chimiques des échantillons.

3.3 Limites

Les limites de la méthodologie peuvent être groupées en deux : sur l'étendue du travail et sur l'efficacité des procédés utilisés.

L'interprétation des résultats de l'étude concerne uniquement la période de la saison sèche, période durant laquelle les suivis ont été réalisés.

Pour l'efficacité des procédés :

- l'utilisation du tube de carottage est fiable pour les prélèvements dans des zones où le dépôt de sédiment ne dépasse pas 40 cm. Au-dessus de cette valeur, la partie transparente du matériel se trouve complètement chargée et les premiers centimètres de sédiments nécessaires pour la mesure du pH et du potentiel redox sont soit exposés à l'air libre soit perdus.
- seules les espèces sessiles sont prises en considération dans l'évaluation de la population benthique. Mais, suite à l'épaisseur du dépôt de sédiment sur les plaquettes, l'appréciation des sessiles n'est pas très fiable et ;
- les valeurs de la concentration des éléments chimiques sont approximatives car les filtres retiennent les particules ayant un diamètre supérieur à 45µm. Encore moins pour celles du sédiment, seules les fractions solubles dans l'eau sont prises en considération.

Ainsi, de nouveaux horizons ont été ouverts, ils ont permis de mieux comprendre tout ce qui entoure la crevetticulture, en particulier les interrelations des paramètres d'élevages, objet de l'étude menée. La phase de préparation va permettre de rassembler tous les matériels indispensables de concevoir un protocole qui définit la méthodologie d'approche à suivre. Les résultats qui en découlent, sont enregistrés sous Microsoft Excel en entendant les traitements.

PARTIE III : ANALYSE DES RESULTATS ET DISCUSSION

PARTIE III : ANALYSES DES RESULTATS ET DISCUSSIONS

En aquaculture, le facteur milieu influe beaucoup sur le bien être de l'espèce élevée. La réussite de l'élevage repose avant tout sur sa qualité. C'est un facteur capricieux et souvent difficile à maîtriser. L'activité aquacole nécessite des suivis, contrôles rigoureux et réguliers de plusieurs paramètres entre autres, la richesse en productivité primaire du milieu, le pH du sol et de l'eau, et l'état du fond.

Dans le cas de l'étude, l'investigation s'est axée sur l'état du fond des bassins, plus précisément, sur l'interface eau-sédiment. C'est un paramètre qui, jusqu'à maintenant mal considéré par les éleveurs. Mais, il peut engendrer des sérieux problèmes non seulement sur la conduite de l'élevage et aussi sur la qualité de la production. Pour mieux le comprendre, un aperçu sur la description de cette couche s'avère nécessaire pour la caractériser et enfin d'essayer, d'évaluer son évolution au cours d'un cycle d'élevage.

1 TYPOLOGIE DE L'INTERFACE EAU-SEDIMENT

Durant l'étude, trois types d'interface sont à considérer tels :

- les biofilms fixés sur des substrats inertes en particulier les moines et les supports des mangeoires. Ces biofilms sont constitués par différentes espèces de patelles cas des moines et par des colonies filamenteuses (*Pomatoleos crossi*) pour les supports des mangeoires. Ces dernières peuvent atteindre une épaisseur de quelques centimètres (3–6 cm) et préfèrent s'installer à la base de ses propres supports (figure n°13 A) ;
- le dépôt de type C défini par CRABTRE in OMS, 2003 (figure n° 13 C), et ;
- les dépôts organiques déposés au fond des bassins (figure n°13 B).

La couche organique est caractérisée par des dépôts de couleur grise ou noirâtre sur le fond des bassins.

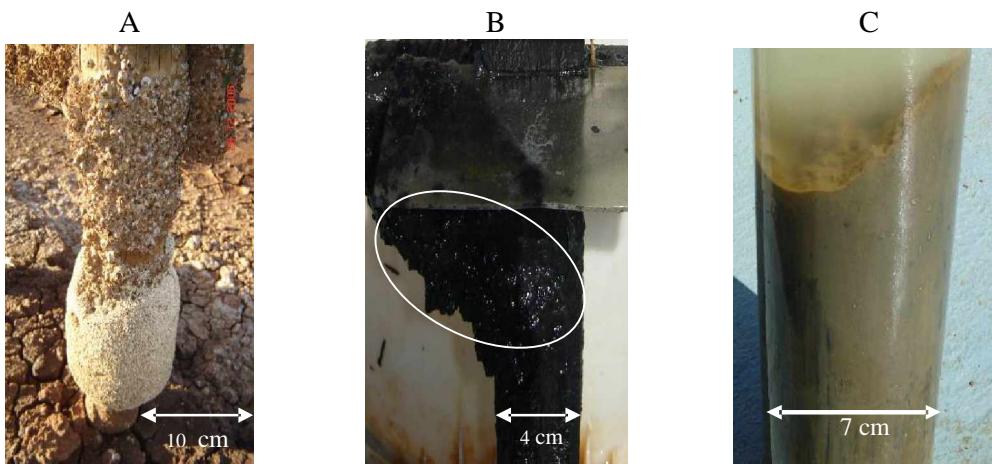


Figure n° 16 : Typologie de l'interface

Source : Auteur, 2006

La forte concentration en sels du milieu en période sèche favorise la précipitation des particules apportées par l'eau au fond des bassins. Elle évite ainsi l'apparition des sauts de concentration au fond de la colonne d'eau.

2 LOCALISATION ET ORIGINE DE LA COUCHE INTERFACE EAU-SEDIMENT

Les zones de dépôt de l'interface dépendent du type de l'interface. Les biofilms se localisent sur les moines y compris cadres et batardeaux et sur tout corps immobile ayant comme support le sol en particulier les poteaux en bois. Les larves des biofilms arrivent dans le bassin avec l'eau d'alimentation. Une fois fixée sur un substrat, les larves croissent et se multiplient pour donner naissance à une ou plusieurs colonies.

Les dépôts du type C s'observent surtout sur les berges et la plateforme. Ils sont issus de la sédimentation des particules d'argile ou d'autres matériaux apportés par l'eau d'alimentation et des particules d'argile, de limon et de sable érodées des digues par les vaguelettes.

Enfin, la couche organique se trouve en général sur la surface des zones profondes telles les caniveaux, régions près de la sortie et sur la surface des angles morts. Mais en cas de prolifération d'algues benthiques (Lab Lab), les berges et la plateforme peuvent devenir des zones d'accumulation de la couche organique. La formation de cette couche organique résulte de l'accumulation au fond du bassin des restes d'aliment non ingéré par les crevettes (environ 13 à 35%), des déjections des crevettes, des carapaces, des résidus de chaux et enfin des algues et zooplancton morts.

Pour la suite de l'investigation, la couche organique, objet d'analyse occupe une superficie assez importante comprise entre 6 et 13% de la surface totale du bassin. La majeure partie se trouve dans les caniveaux.

3 ASPECT PHYSIQUE DE L'INTERFACE EAU-SEDIMENT

L'aspect et la présentation de la couche interface eau-sédiment sont en relation étroite avec l'endroit où se trouve la couche et des éléments qui la constituent. Les observations réalisées durant l'investigation montrent que :

- sur la berge et sur la plateforme, la couche ne dépasse pas 3,5 cm d'épaisseur même pendant la saison des alizés. La plupart du temps, quelques millimètres de particules fines du sol, de couleur brune ou brun foncée, très instable ont été observées. Et, elles cèdent facilement aux moindres chocs. Parfois, la couche est couverte de lab lab ;
- sur les angles morts, l'épaisseur de la couche est comprise entre 3,5 cm et 6 cm. Elle est constituée par un mélange de terre et des détritus organiques issus de l'accumulation des algues mortes. La couleur de la couche varie de brun foncé au gris foncé, et ;
- sur le caniveau, l'épaisseur de la couche interface eau-sédiment augmente au fur et à mesure de l'approche de la zone d'évacuation d'eau. Sa valeur moyenne varie de 8 cm à 15 cm. Mais, elle atteint les 50 cm dans les bassins où le curage des caniveaux a été fait manuellement. L'interface eau-sédiment est composée de tous débris et détritus organiques charriés par les courants d'eau vers les caniveaux, entre autres les restes d'aliment, les particules de sol érodé des digues et les algues mortes. Le sédiment est plus consolidé, plus stable, de couleur gris foncé ou noire et avec une odeur sulfureuse.



Figure n°17 : Epaisseur de la couche de sédiments dans le caniveau

Source : Auteur, 2006

4 CARACTERISTIQUES DE L'INTERFACE EAU-SEDIMENT

L'étude des caractéristiques de l'interface est orientée vers une quantification de certains paramètres tels les paramètres physico-chimiques, l'épaisseur de la couche.... Pour y parvenir, une analyse de variance à un facteur ($\alpha=5\%$) entre bassins a été réalisée. L'objectif est de démontrer si l'espace peut jouer un rôle important et significatif sur les différents paramètres étudiés.

4.1 Paramètres physiques

Les caractéristiques en question rassemblent tous les paramètres nécessitant des mesures directes *in situ* sur le terrain c'est-à-dire procéder aux prises de mesures pendant que les échantillons se trouvent encore dans le tube de carottage. Ces paramètres sont le potentiel rédox (Eh), le pH, l'oxygène dissous de l'eau, la température et l'épaisseur de la couche de sédiments.

4.1.1 Potentiel redox et pH

Les mesures ont été faites à l'aide d'un appareil à la fois pHmètre et redoxmètre. Les résultats obtenus montrent qu'il y a de très grand écart de valeurs, d'une part entre les différents points de prélèvements (pH sol : 7,44 de la berge contre 6,95 de la plateforme), entre types d'échantillons (234 mV pour l'eau contre -20 mV pour le sol) et d'autre part entre les bassins en particulier pour les valeurs du potentiel redox.

Le potentiel redox est un paramètre très instable. Il arrive souvent que, pour un même échantillon, deux mesures successives diffèrent l'une de l'autre.

Les valeurs du potentiel redox de l'eau de l'élevage est largement en dessous de celles de l'eau de mère naturelle. Néanmoins, toutes les valeurs n'ont pas de différence entre elles et ne présentent pas de menace pour les crevettes. Par contre, pour le sol et/ou sédiments, le milieu est beaucoup plus réduit au fur et à mesure que la profondeur du fond par rapport à la surface de l'eau s'accroisse. Les sédiments s'accumulent dans les zones plus profondes. Par conséquent, le caniveau est le milieu le plus touché du bassin et les valeurs du Rh présentent une différence significative avec celles de la berge et de la plateforme. Les bassins traités à l'aide d'une pelle mécanique sont les moins touchés, cas de G5 (figure n°18, A).

Des potentiels de +100 mV et de -200 mV correspondent respectivement à l'utilisation des nitrates et des sulfates comme accepteurs terminaux d'électrons. Dans le premier cas, le développement de bactéries dénitritifiantes est observé. Et dans le second cas, ce sont des bactéries sulfato-réductrices. Dans l'étude menée, la diminution du redox montre que l'apport en oxygène n'est pas suffisant pour une minéralisation aérobie. Il varie entre -39 et +70 mV et est inférieur au seuil de conservation des nitrates (PATRICK & MAHAPATRA, 1968 In LEMONNIER, 2007). Ces valeurs suggèrent une dégradation anaérobiose de la MO par réduction des sulfates. Il y a création de composés sulfurés toxiques pour le milieu dont une partie va se diffuser dans l'eau. Une partie des sulfures peut précipiter avec le fer pour former de la pyrite.

4.1.2 Potentiel d'hydrogène (pH)

De son côté, le pH est un paramètre stable mais il évolue avec le temps. Sa valeur monte tout au long de la journée, cas de G2 où la prise de mesure est décalée de deux heures par rapport aux autres bassins. Le milieu devient aussi plus basique au fur et à mesure que la profondeur augmente. Mais, il s'acidifie lentement sur la plateforme (figure n°18, B)

Remarques : Toute diminution de pH s'accompagne d'une augmentation de Eh. Pour autant, ceci ne traduit pas une « réoxygénéation » du milieu. Il faut retenir que l'on ne peut caractériser l'état d'oxydoréduction par le Eh seul. Le pH doit être pris en compte. Le tableau suivant résume les analyses de variance du potentiel redox et du pH.

Tableau n°10 : Tableau de variance du potentiel redox et du pH

BASSIN	Rh (mV)						pH					
	EAU			SOL			EAU			SOL		
	B1	C1	P1	B2	C2	P2	B1	C1	P1	B2	C2	P2
G1	269 ^{ab}	238 ^a	254 ^a	26 ^{cd}	-11 ^e	57 ^d	8,52 ^a	8,50 ^a	8,53 ^a	7,44 ^{cd}	7,53 ^c	6,95 ^e
G2	230 ^a	234 ^a	233 ^a	22 ^c	-20 ^e	73 ^d	8,66 ^b	8,60 ^b	8,62 ^b	7,57 ^c	7,55 ^c	7,52 ^f
G3	294 ^b	257 ^a	251 ^a	30 ^{cd}	-29 ^e	42 ^{cd}	8,33 ^a	8,38 ^a	8,35 ^a	7,53 ^{cd}	7,54 ^c	7,25 ^{ef}
G4	276 ^{ab}	262 ^a	260 ^a	25 ^{cd}	-6 ^e	28 ^{cd}	8,48 ^a	8,51 ^a	8,51 ^a	7,28 ^{cd}	7,33 ^c	7,14 ^e
G5	261 ^{ab}	246 ^a	269 ^a	41 ^d	-10 ^e	29 ^{cd}	8,56 ^a	8,55 ^a	8,58 ^a	7,23 ^d	7,33 ^c	7,11 ^e

Source : Auteur, 2007

Les valeurs suivies par des exposants identiques n'ont pas de différences significatives entre elles. Deux valeurs à exposants différents, mais avec une lettre en commun, n'ont pas de différence significative entre elles.

B1 : échantillon d'eau de la berge,

B2 : échantillon de sol de la berge,

C1 : échantillon d'eau au niveau du caniveau,

C2 : échantillon de sol au niveau du caniveau,

P1 : échantillon d'eau au niveau de la plateforme,

P2 : échantillon de sol au niveau de la plateforme,

G_i : bassins de grossissement

Rh : valeur du potentiel redox

pH : valeur du potentiel d'hydrogène

Les sédiments en fin d'élevage accumulent de la matière organique, de l'azote ammoniacal et l'azote total dissous dans les eaux interstitielles. Cette accumulation est fonction de la quantité d'aliment et donc de la matière organique introduite dans le système.

4.1.3 Oxygène dissous et température

L'oxygène dissous et la température font partie des paramètres clefs de l'aquaculture. Ils déterminent le bon déroulement de la croissance des crevettes. Ces deux paramètres évoluent avec le temps, leurs valeurs augmentent pendant la journée puis diminuent pendant la nuit. La concentration en oxygène de G2 et G5 est légèrement supérieure à celle de G1, G3 et G4, car G2 et G5 n'ont pas subi les mêmes traitements que deux heures de temps après. Ici, les mesures sont toutes réalisées dans la matinée et les valeurs sont comprises dans les normes.

Tableau n°11 : Synthèse des analyses de variance de l'oxygène dissous et de la température

BASSIN	Oxygène dissout (mg/l)						TEMPERTURE (°C)					
	EAU			SOL			EAU			SOL		
	B1	C1	P1	B2	C2	P2	B1	C1	P1	B2	C2	P2
G1	4,36 ^a	4,48 ^a	4,72 ^a	-	-	-	24,76 ^a	25,11 ^a	24,99 ^a	24,76 ^a	25,11 ^a	24,99 ^a
G2	5,69 ^a	5,53 ^a	5,69 ^a	-	-	-	25,29 ^a	25,10 ^a	25,20 ^a	25,29 ^a	25,10 ^a	25,20 ^a
G3	4,74 ^a	4,60 ^a	5,89 ^a	-	-	-	24,89 ^a	24,85 ^a	24,63 ^a	24,89 ^a	24,85 ^a	24,63 ^a
G4	5,21 ^a	5,13 ^a	5,40 ^a	-	-	-	25,57 ^a	25,48 ^a	25,45 ^a	25,57 ^a	25,48 ^a	25,45 ^a
G5	5,39 ^a	4,87 ^a	5,43 ^a	-	-	-	26,22 ^a	26,49 ^a	26,68 ^a	26,22 ^a	26,49 ^a	26,68 ^a

Source : Auteur, 2007

Les valeurs suivies par des exposants identiques n'ont pas de différences significatives entre elles. Deux valeurs à exposants différents, mais avec une lettre en commun, n'ont pas de différence significative entre elles.

B1 : échantillon d'eau au niveau de la berge,

B2 : échantillon de sol au niveau de la berge,

C1 : échantillon d'eau au niveau du caniveau,	G _i : bassins de grossissement
C2 : échantillon de sol au niveau du caniveau,	Rh : valeur du potentiel rédox
P1 : échantillon d'eau au niveau de la plateforme,	pH : valeur du potentiel d'hydrogène
P2 : échantillon de sol au niveau de la plateforme,	

4.1.4 Epaisseur de la couche de sédiments

La formation de la boue et/ou de la couche de sédiments dans le bassin dépend du régime de renouvellement d'eau, du type d'alimentation et des moyens utilisés lors de la préparation des bassins. Les bassins rationnés par des mangeoires sont moins chargés en boue au niveau de la berge et de la plateforme que ceux qui reçoivent de l'aliment de façon à la volée (cas de G2 et G5 contre G1, G3 et G4). L'utilisation d'une pelle mécanique pendant la préparation des bassins est plus que bénéfique. D'une part, elle permet un bon curage des caniveaux conduisant à une meilleure évacuation des rejets lors de l'élevage suivant. Et d'autre part, elle permet de réparer et de renforcer les digues, les berges en leur conférant une meilleure résistance contre les érosions (cas de G5), (figure n°18, C).

L'épaisseur de la couche de sédiments dans le bassin varie d'une zone à l'autre ou d'un bassin à un autre. Mais, elle ne montre aucune différence significative entre la berge et la plateforme.

Tableau n°12 : Synthèse des analyses de variance de l'épaisseur de la couche de sédiment

BASSIN	Epaisseur sédiment (cm)		
	B2	C2	P2
G1	3,1 ^{ab}	11,1 ^d	4,1 ^{ab}
G2	2,0 ^{bc}	19,7 ^f	2,7 ^b
G3	0,5 ^c	10,5 ^d	4,0 ^{ab}
G4	4,6 ^a	10,7 ^d	6,0 ^a
G5	1,9 ^{bc}	9,5 ^d	1,2 ^c

Source : Auteur, 2007

Les valeurs suivies par des exposants identiques n'ont pas de différences significatives entre elles. Deux valeurs à exposants différents, mais avec une lettre en commun, n'ont pas de différence significative entre elles.

B2 : échantillon de sol au niveau de la berge,
C2 : échantillon de sol au niveau du caniveau,

P2 : échantillon de sol au niveau de la plateforme.

En bref, tout au long de l'étude, les valeurs sont comprises dans un intervalle assez large, surtout pour le potentiel redox et pour l'épaisseur de l'interface eau-sédiment. Le pH du sol s'acidifie au fur et à mesure que le niveau de l'eau, par rapport au sol, s'affaiblit. Le caniveau reste la partie la plus réduite avec des couches de couleur allant du gris foncé au noir. Et, elle est toujours de mauvaise odeur.

Tableau n° 13 : Caractéristiques des paramètres physiques de l'interface

PARAMETRES	Eau du fond			sol		
	Berge	Caniveau	Plateforme	Berge	Caniveau	Plateforme
Potentiel redox (mV)	257,51±49,09	240,45±48,24	247,01±45	31,69±29,03	-10,46±29,04	44,27±26,15
pH	8,50±0,08	8,5±0,12	8,51±0,10	7,37±0,14	7,47 ±0,15	7,13±0,21
O2 (mg/l)	4,97±0,31	4,82±0,47	5,13±0,46			
T° (C°)	25,47±1,67	25,67±1,54	25,55±1,58	25,47±1,67	25,67±1,54	25,55±1,58
Epaisseur sol (cm)				2,1±0,88	10,2±3,7	2,90±1,44

Source : Auteur, 2007

4.2 Paramètres microbiologiques

Les problèmes de maladie voire de mortalité des organismes aquatiques sont essentiellement provoqués par des bactéries Gram négatif. Parmi les germes potentiellement pathogènes ou reconnus pathogènes, les vibrios occupent une place de choix (BERTHE, 1993). Ce sont des bactéries aéro-anaérobies facultatives qui réduisent les nitrates en nitrite et dégradent les glucides par métabolisme fermentatif.

Les réactions sont réputées lentes mais ces microorganismes se multiplient rapidement en présence d'excès d'aliment artificiel (MORIARTY, 1997). L'hypothèse vérifiée dans le cas des vibrios jaunes, des vibrios verts et de la population en flore totale mésophile des caniveaux.

La présence en quantité massive de ces microorganismes dans le milieu peut affecter l'état sanitaire des crevettes. Surtout si ces dernières sont affaiblies par le stress.

Tous les bassins étudiés présentent les mêmes proportions en vibrios, 84% de vibrios jaunes, 15% de vibrios verts et enfin 1% seulement de vibrios vert luminescents.

Tableau n°14 : Synthèse des analyses de variance des vibrio du sol

BASSIN	VIBRIO JAUNE (CFU/g)			VIBRIO VERT (CFU/g)			VIBRIO VERT-LUMINESCENT (CFU/g)		
	B2	C2	P2	B2	C2	P2	B2	C2	P2
G1	12524 ^a	26089 ^b	6728 ^a	2262 ^a	8528 ^a	3836 ^a	348 ^a	711 ^a	105 ^a
G2	16992 ^a	20447 ^b	10220 ^a	3158 ^a	2577 ^a	1662 ^a	39 ^a	300 ^a	15 ^a
G3	15398 ^a	24935 ^b	7499 ^a	3901 ^a	4198 ^a	4532 ^a	299 ^a	469 ^a	254 ^a
G4	16644 ^a	21924 ^b	11958 ^a	3009 ^a	5705 ^a	4235 ^a	250 ^a	868 ^a	465 ^a
G5	21442 ^a	29846 ^b	19018 ^a	2372 ^a	4901 ^a	3294 ^a	352 ^a	707 ^a	416 ^a

Source : Auteur, 2007

B2 : échantillon de sol au niveau de la berge,
C2 : échantillon de sol au niveau du caniveau,

P2 : échantillon de sol au niveau de la plateforme

Les valeurs suivies par des exposants identiques n'ont pas de différences significatives entre elles. Deux valeurs à exposants différents, mais avec une lettre en commun, n'ont pas de différence significative entre elles.

CFU : Colonie Formant Unité

Tableau n°15 : Synthèse des analyses de variance de la flore totale mésophile du sol

BASSIN	FTM (CFU/g)		
	B2	C2	P2
G1	999900 ^a	2218236 ^d	1035667 ^a
G2	1813209 ^{bc}	1809688 ^d	1216464 ^{ab}
G3	1677259 ^{abc}	2616839 ^d	1259586 ^{ab}
G4	1173627 ^{ab}	2173180 ^d	1441693 ^{ab}
G5	2143332 ^c	2585832 ^d	2083902 ^b

Source : Auteur, 2007

FTM : Flore Totale Mésophile

Les valeurs suivies par des exposants identiques n'ont pas de différences significatives entre elles. Deux valeurs à exposants différents, mais avec une lettre en commun, n'ont pas de différence significative entre elles.

B2 : échantillon de sol au niveau de la berge,

P2 : échantillon de sol au niveau de la plateforme

C2 : échantillon de sol au niveau du caniveau,

CFU : Colonie Formant Unité

A l'exception de 5% des cas, la concentration en microorganismes du milieu ne dépasse pas la norme AFNOR (300CFU/ boîte de Pétri).

Tableau n°16 : Caractéristique de la population en vibrios des sédiments

Caractéristiques de l'interface eau sédiment			
PARAMETRE	B2	C2	P2
Vibrio jaune (CFU/g)	15855±4848	24715±5388	10757±6768
Vibrio vert (CFU/g)	2742±1497	4737±3515	3284±2081
Vibrio vert luminescent (CFU/g)	202±229	497±845	577±1603
FTM (CFU/g)	1524503±329168	2214038±625554	1428834±506283

Source : Auteur, 2007

B2 : échantillon de sol au niveau de la berge,

P2 : échantillon de sol au niveau de la plateforme

C2 : échantillon de sol au niveau du caniveau,

4.3 Paramètres chimiques

En général, les concentrations de tous les dérivés azotés et les dérivés de phosphore de l'eau se trouvent, non seulement dans les normes des qualités requises pour l'élevage. Mais, ils sont encore loin des valeurs limites maximales. Aussi, l'homogénéité de concentration de

l'eau est à noter sur les différents éléments nutritifs d'origine azotée ou d'origine phosphorique malgré un léger surplus pour les caniveaux.

Par contre, le sol quant à lui, constitue une source inépuisable d'azote et de phosphore. Malgré, l'importance de ce stock, les échanges gazeux entre le sol et l'eau restent très faibles, le sol et/ou les sédiments ont des concentrations dix fois ($\times 10$) plus élevées que celles trouvées dans l'eau, exceptées l'azote ammoniacal où la concentration observée est de plusieurs centaines plus élevée que celle de l'eau. De plus, les caniveaux sont deux fois plus riches en azote et en phosphore que les berges et la plateforme.

Les tableaux ci-après montrent la synthèse des analyses sur les principaux éléments chimiques, contrôlés habituellement dans l'eau et dans les sédiments.

Tableau n°17 : Synthèse des analyses de variance pour l'ammoniac et le nitrate

BASSIN	N-NH3 (mg/l)						N-NO3 (mg/l)					
	B1	C1	P1	B2	C2	P2	B1	C1	P1	B2	C2	P2
G1	0,020 ^a	0,014 ^{ab}	0,009 ^b	16,808 ^a	45,262 ^{bc}	11,860 ^a	0,446 ^a	0,497 ^a	0,494 ^a	5,793 ^b	5,214 ^{bc}	5,095 ^c
G2	0,018 ^a	0,025 ^{ab}	0,013 ^{ab}	16,704 ^a	48,571 ^{bc}	12,432 ^a	0,457 ^a	0,501 ^a	0,506 ^a	5,850 ^b	5,418 ^{bc}	5,284 ^c
G3	0,066 ^a	0,052 ^a	0,051 ^a	15,897 ^a	31,625 ^b	16,321 ^a	0,530 ^a	0,542 ^a	0,550 ^a	8,707 ^b	6,265 ^{bc}	4,005 ^c
G4	0,007 ^a	0,014 ^{ab}	0,011 ^b	15,085 ^a	53,656 ^c	16,047 ^a	0,489 ^a	0,500 ^a	0,501 ^a	5,689 ^b	5,978 ^{bc}	3,743 ^c
G5	0,030 ^a	0,004 ^b	0,006 ^b	14,060 ^a	29,390 ^b	12,241 ^a	0,496 ^a	0,505 ^a	0,523 ^a	4,986 ^b	4,956 ^{bc}	4,008 ^c

Source : Auteur, 2007

N-NH₃⁺: Azote ammoniacal

P1 : échantillon d'eau au niveau de la plateforme,

N-NO₃⁻ : azote sous forme de nitrate

P2 : échantillon de sol au niveau de la plateforme,

B1 : échantillon d'eau au niveau de la berge,

G_i: bassins de grossissement

B2 : échantillon de sol au niveau de la berge,

C1 : échantillon d'eau au niveau du caniveau,

C2 : échantillon de sol au niveau du caniveau,

Les valeurs suivies par des exposants identiques n'ont pas de différences significatives entre elles. Deux valeurs à exposants différents, mais avec une lettre en commun, n'ont pas de différence significative entre elles.

Tableau n°18 : Synthèse des analyses de variance pour le nitrite et l'Orthophosphate

BASSIN	N-NO2 (mg/l)						P-PO4 (mg/l)					
	B1	C1	P1	B2	C2	P2	B1	C1	P1	B2	C2	P2
G1	0,001 ^a	0,001 ^a	0,000 ^a	0,067 ^b	0,033 ^b	0,028 ^b	0,017 ^a	0,012 ^a	0,015 ^a	1,361 ^b	4,139 ^{cd}	1,514 ^b
G2	0,001 ^a	0,001 ^a	0,001 ^a	0,061 ^b	0,116 ^b	0,039 ^b	0,012 ^a	0,006 ^a	0,010 ^a	2,118 ^b	3,106 ^{cd}	0,955 ^b
G3	0,002 ^a	0,002 ^a	0,002 ^a	0,061 ^b	0,109 ^b	0,094 ^b	0,020 ^a	0,018 ^a	0,018 ^a	0,990 ^b	3,657 ^{cd}	0,805 ^b
G4	0,001 ^a	0,001 ^a	0,000 ^a	0,057 ^b	0,006 ^b	0,029 ^b	0,018 ^a	0,017 ^a	0,014 ^a	3,114 ^b	6,481 ^c	1,324 ^b
G5	0,000 ^a	0,001 ^a	0,001 ^a	0,028 ^b	0,051 ^b	0,044 ^b	0,009 ^a	0,017 ^a	0,012 ^a	0,951 ^b	2,134 ^d	1,369 ^b

Source: Auteur, 2007

N-NO₂⁻: azote sous forme de nitrite

P-PO₄²⁻: phosphore sous forme de phosphate (Orthophosphate)

Les valeurs suivies par des exposants identiques n'ont pas de différences significatives entre elles. Deux valeurs à exposants différents, mais avec une lettre en commun, n'ont pas de différence significative entre elles.

N-NH₃⁺: Azote ammoniacal

N-NO₃⁻ : azote sous forme de nitrate

B1 : échantillon d'eau au niveau de la berge,

B2 : échantillon de sol au niveau de la berge,

C1 : échantillon d'eau au niveau du caniveau,

C2 : échantillon de sol au niveau du caniveau,

P1 : échantillon d'eau au niveau de la plateforme,

P2 : échantillon de sol au niveau de la plateforme,

G_i: bassins de grossissement

Tableau n°19 : Synthèse des analyses de variance pour le phosphore total et l'azote total

BASSIN	PT (mg/l)						NT (mg/l)					
	B1	C1	P1	B2	C2	P2	B1	C1	P1	B2	C2	P2
G1	0,324 ^a	0,276 ^a	0,274 ^a	2,640 ^b	5,258 ^{cd}	1,700 ^b	3,032 ^a	3,205 ^a	3,451 ^a	28,351 ^b	54,773 ^d	29,288 ^b
G2	0,215 ^a	0,220 ^a	0,174 ^a	2,907 ^b	5,450 ^{cd}	1,833 ^b	3,330 ^a	3,404 ^a	3,056 ^a	25,875 ^b	48,622 ^{cd}	18,256 ^b
G3	0,202 ^a	0,359 ^a	0,198 ^a	2,552 ^b	4,959 ^{cd}	1,897 ^b	3,037 ^a	3,586 ^a	3,488 ^a	26,304 ^b	41,630 ^{cd}	23,008 ^b
G4	0,211 ^a	0,185 ^a	0,190 ^a	2,115 ^b	8,702 ^c	1,951 ^b	2,809 ^a	3,042 ^a	3,227 ^a	22,997 ^b	58,611 ^d	23,696 ^b
G5	0,248 ^a	0,239 ^a	0,206 ^a	2,182 ^b	3,397 ^d	3,889 ^b	2,965 ^a	3,404 ^a	3,376 ^a	22,884 ^b	31,630 ^c	16,740 ^b

Source: Auteur, 2007

PT : phosphore total

NT : azote total

Les valeurs suivies par des exposants identiques n'ont pas de différences significatives entre elles. Deux valeurs à exposants différents, mais avec une lettre en commun, n'ont pas de différence significative entre elles.

B1 : échantillon d'eau au niveau de la berge,

B2 : échantillon de sol au niveau de la berge,

C1 : échantillon d'eau au niveau du caniveau,

C2 : échantillon de sol au niveau du caniveau,

P1 : échantillon d'eau au niveau de la plateforme,

P2 : échantillon de sol au niveau de la plateforme,

G_i: bassins de grossissement

Au cours du premier mois de grossissement, l'apport en carbone, en azote et en phosphore dans les bassins est limité que ce soit par les postlarves, l'aliment et les fertilisants. Il devient par la suite beaucoup plus conséquent. L'aliment est la source d'apport la plus importante. L'apport en azote et en phosphore par l'eau de renouvellement pouvant être considéré comme faible sur le plan quantitatif. La proportion de l'aliment assimilée par les crevettes tourne autour de 20% (LEMONNIER et al., 2003 ; LEMONNIER et FANINOZ, 2004). Le fond des bassins est perturbé par la formation des dépôts plus ou moins importants et la matière organique s'y accumule au cours des cycles d'élevage.

Tableau n°20: Synthèse des analyses de variance pour les matières en suspension (MES), les matières organiques de l'eau (MOE) et les matières organiques du sol (MOS)

BASSIN	MES (mg/l)			MOE (mg/l)			MOS (%)		
	B1	C1	P1	B1	C1	P1	B2	C2	P2
G1	472,229 ^a	407,394 ^b	260,303 ^b	64,104 ^a	60,515 ^a	47,455 ^a	1,784 ^{ab}	2,233 ^c	1,693 ^{ab}
G2	312,273 ^a	371,091 ^b	371,482 ^b	62,455 ^a	54,909 ^a	56,209 ^a	2,076 ^{ab}	2,523 ^c	1,596 ^{ab}
G3	454,727 ^a	256,636 ^b	271,364 ^b	60,364 ^a	45,636 ^a	61,364 ^a	2,313 ^a	2,356 ^c	1,910 ^a
G4	561,394 ^a	132,727 ^b	173,818 ^b	86,727 ^a	32,000 ^a	36,545 ^a	1,939 ^{ab}	2,272 ^c	1,696 ^{ab}
G5	215,688 ^a	221,773 ^b	175,136 ^b	40,667 ^a	45,591 ^a	47,455 ^a	1,615 ^b	2,178 ^c	1,446 ^b

Source: Auteur, 2007

MES: matière en suspension

MOS: matière organique du sol et/ou du

MOE: matière organique de l'eau

sédiment

Les valeurs suivies par des exposants identiques n'ont pas de différences significatives entre elles. Deux valeurs à exposants différents, mais avec une lettre en commun, n'ont pas de différence significative entre elles.

B1 : échantillon d'eau au niveau de la berge,

P1 : échantillon d'eau au niveau de la plateforme

C1 : échantillon d'eau au niveau du caniveau,

A l'exception des effets corrosifs des vaguelettes sur les digues, la concentration en matières en suspension de l'eau et en matières organiques de l'eau dépend du mode de distribution d'aliment. Les crevettes sont plus actives là où elles en trouvent beaucoup. Les endroits éloignés de la zone de distribution sont les moins atteints tels le cas des plateformes des bassins, la valeur des MES y est presque la moitié de celle de la berge (G1, G3 et G4).

Les bassins alimentés à l'aide des mangeoires (G2 et G5) sont moins chargés en MO dans l'eau. Il y a donc une meilleure utilisation des granulés par les crevettes. Ce qui n'empêche qu'en terme de proportion, par rapport à la concentration des matières en suspension, les matières organiques de ce type de bassin occupent 19% des MES contre 13% à 15,5% seulement pour les bassins de distribution d'aliment à la volée.

Aussi, une répartition quasi homogène des matières en suspension et des matières organiques de l'eau du fond pour les bassins nourris à l'aide des mangeoires est à noter.

Remarque : la concentration des matières en suspension des bassins est au maximum durant la saison des alizés connue dans la région sous la dénomination « Varatraza ». Ce qui explique l'énorme écart de concentration au niveau de la berge.

Pour les teneurs en matières organiques du sol, les différences de valeurs sont dues principalement aux moyens utilisés durant les préparations de bassin. Les bassins ayant subi

un curage avec une pelle mécanique (G5) présentent des teneurs plus faibles en matières organiques (figure n° 18, F). Les observations sur terrain donnent des résultats plus élevés que ceux avancés par AVNIMELECH, 2002 et BOYD, 2002.

Tableau n°21 : Valeurs caractéristiques des paramètres physico-chimiques de l'eau de fond et des sédiments

PARAMETRE	Caractéristiques de l'interface eau sédiment					
	Eau du fond			sol		
	Berge	Caniveau	Plateforme	Berge	Caniveau	Plateforme
NH3 (mg/l)	0,022±0,018	0,0201±0,0158	0,0154±0,0133	15,47±2,24	43,713±7,30	13,89±3,19
NO3 (mg/l)	0,406±0,0434	0,529±0,0501	0,534±0,0493	5,977±1,77	5,587±2,23	4,94±1,794
NO2 (mg/l)	0,0007±0,0007	0,0008±0,0006	0,0006±0,0004	0,0593±0,0537	0,058±0,062	0,049±0,045
PO4 (mg/l)	0,0167±0,0093	0,0156±0,007	0,0152±0,009	1,977±1,659	4,864±2,547	1,543±1,37
PT (mg/l)	0,240±0,105	0,276±0,128	0,210±0,048	2,096±0,543	5,505±1,215	2,161±1,439
NT (mg/l)	3,093±0,433	3,462±0,476	3,329±0,453	25,619±5,101	48,123±8,147	24,391±5,304
MES (mg/l)	335,44±320,02	251,43±140,04	206,99±135,11			
MOE (mg/l)	54,916±42,919	43,919±21,608	41,283±24,724			
MOS (%)				1,948±0,196	2,319±0,197	1,722±0,165

Source : Auteur, 2007

Les concentrations en azote ammoniacal et en nitrite de l'eau ne présentent aucun danger pour le développement des organismes benthiques ou en suspension dans la colonne d'eau. Par contre, celles du nitrate et de l'orthophosphate se répercutent directement sur la population du phytoplancton. Avec des concentrations en nitrate supérieures à la moyenne préconisée (0,30 mg/l), les algues bleues et vertes se trouvent en abondance dans l'eau. Mais, leur densité ne suffit pas pour empêcher le développement des algues benthiques. Aussi, le phosphate agit comme un facteur limitant. Les faibles concentrations limitent le développement des **Diatomées**. En outre, la présence en permanence des **Flagellées** explique le niveau assez bas de l'état d'oxydation de l'eau.

Tableau n°22 : Résultats du dénombrement du phytoplancton

Genre	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12	S13	S14	S15	S16	S17
BLUE GREEN (x1000/ml)	401	159	172	89	194	165	123	106	205	148	135	280	157	122	299	295	269
DIATOMEEES (x100/ml)	24	7	53	69	3	84	1	3	103	37	2	1	1	1	0	1	3
FLAGELLEES (x10/ml)	2318	1497	1165	664	998	54	222	2101	997	327	485	555	208	0	139	694	0

Source : Auteur, 2007

S_i : semaine de prélèvement

BLUE GREEN : effectif total d'algues bleues et vertes

En ce qui concerne le zooplancton, le milieu d'élevage peut être classé en milieu très pauvre. Il est très rare d'en trouver dans les échantillons.

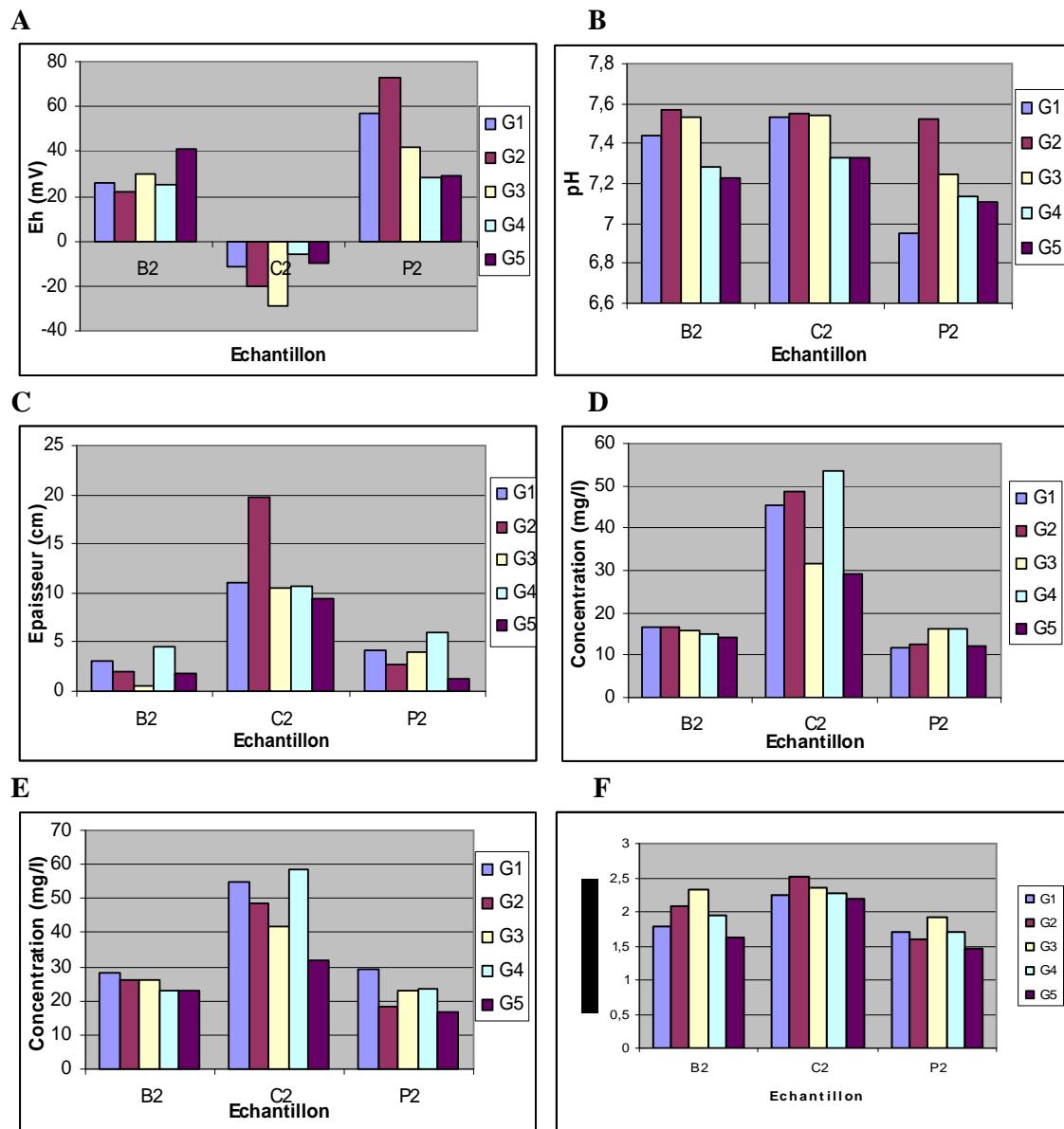


Figure n°18 : Mise en évidence du mauvais état du caniveau et l'importance de la préparation du bassin

Source : Auteur, 2007

4.4 Organismes benthiques (sessiles)

De nombreux types d'organismes sessiles sont présents sur les plaquettes. Ils peuvent être classés en deux groupes et les facteurs climatiques y jouent un rôle important.

En période calme c'est-à-dire, vitesse du vent très faible, les plaquettes sont envahies par des colonies filamenteuses, de couleur blanche (genre **Pomatoleos**) et des formations arrondies non identifiées. La surface occupée par ces colonies dépend de la durée d'immersion

des plaquettes dans les bassins. Aussi, elles apparaissent dès la première semaine de mise en Observation à l'œil nu

Observation sous microscope : Ob*40

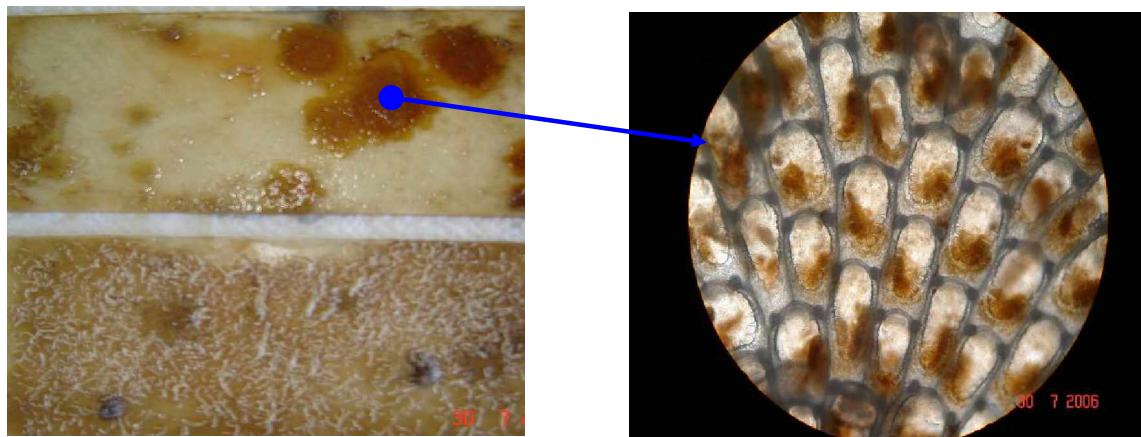


Figure n°19 : Plaquettes envahies par des colonies filamenteuses et des formations arrondies

Source : Auteur, 2006

En période des alizés, toute la surface du bassin devient un endroit de dépôt de sédiments. Les **Zoothamniums**, les **Tintinidées**, les **Lyngbia** et les larves des **Cnidaires** remplacent les colonies de formation arrondies et/ou filamenteuses. Quant à leur effectif, la présence d'une couche homogène de boue et/ou de lab lab sur les plaquettes rend le dénombrement irrégulier. L'uniformité de la méthode utilisée est souvent compromise et les résultats ainsi obtenus ne sont pas très convainquante.



Figure n°20 : Zoothamnium observé avec un objectif x 10

Source : Auteur, 2006

Remarque : Au fur et à mesure que la durée de l'élevage avance, les plaquettes sont plus chargées en larves de **Cnidaires** et en **Lyngbia**.

5 DYNAMIQUE ET EVOLUTION DE L'INTERFACE EAU-SEDIMENT

5.1 Potentiel redox et du pH

Dans la colonne d'eau, le niveau du potentiel rédox diminue progressivement avec une pente de - 4,70. De la saison froide à la saison chaude, la demande en oxygène dissous augmente avec la montée de la température. Les faune et flore aquatiques deviennent plus actives, c'est-à-dire plus exigeantes en oxygène. L'augmentation de la charge des bassins durant cette même période ne fait qu'accélérer le phénomène. En effet, il y a moins d'oxygène dissous disponible pour l'oxydation des minéraux et des matières organiques.

Pour les sédiments, l'évolution du climat y tient une place très importante, durant la saison froide (de la semaine 4 à la semaine 10). Les activités biologiques du milieu y compris celles des crevettes sont ralenties. Le taux de croissance est très faible (de l'ordre de 0,50 à 0,8 grammes par semaine). Une élévation du niveau du rédox c'est-à-dire une meilleure oxydation du sédiment a été constatée.

A part le climat, le niveau du potentiel rédox est aussi conditionné, d'une part, par la capacité des microorganismes benthiques à décomposer les matières organiques qui s'y trouvent et d'autre part, par la quantité des matières organiques accumulées au fond, en particulier, la quantité d'aliment distribuée par jour et par hectare. Ces deux paramètres évoluent dans le sens opposé de celui du rédox, avec des coefficients de corrélation respective de - 0,33 à - 0,58 et -0,59.

Sur le plan temporel, une légère amélioration des conditions redox et une diminution des concentrations en ammoniaque dans l'eau interstitielle peuvent avoir lieu sur les cinquante premiers jours d'élevage. Les résultats obtenus suggèrent une épuration du milieu des déchets accumulés au cours de l'élevage précédent à un moment où la quantité d'aliment distribuée reste faible. Après deux mois d'élevage, les conditions se dégradent progressivement jusqu'à la fin de l'élevage.

Tableau n°23 : Résultats des mesures du potentiel rédox (en mV)

Points	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12	S13	S14	S15	S16	S17	S18
B1	349,4	312,5	298,7	277,4	282,1	262,5	298,3	273,8	269,6	273,7	249,9	248,5	214,6	247,4	233,4
B2	13,5	10,8	18,3	24,6	22,1	34,1	76,1	28,6	38,0	36,4	16,4	1,2	21,4	7,5	25,7
C1	288,1	248,8	273,8	263,1	268,7	261,2	296,8	258,2	247,2	295,7	260,1	198,1	214,8	247,4	236,1
C2	-48,1	-42,6	-36,0	-16,3	-37,8	-5,7	40,1	15,6	12,0	-34,9	-6,5	-15,4	0,4	-23,2	-17,5
P1	302,3	284,0	290,3	274,4	270,6	259,6	297,4	256,6	252,9	257,6	285,4	209,9	218,0	247,9	235,3
P2	77,0	-1,7	11,5	28,8	41,2	47,4	59,3	59,3	43,0	62,3	39,0	17,3	20,5	41,6	36,8

Source : Auteur, 2007

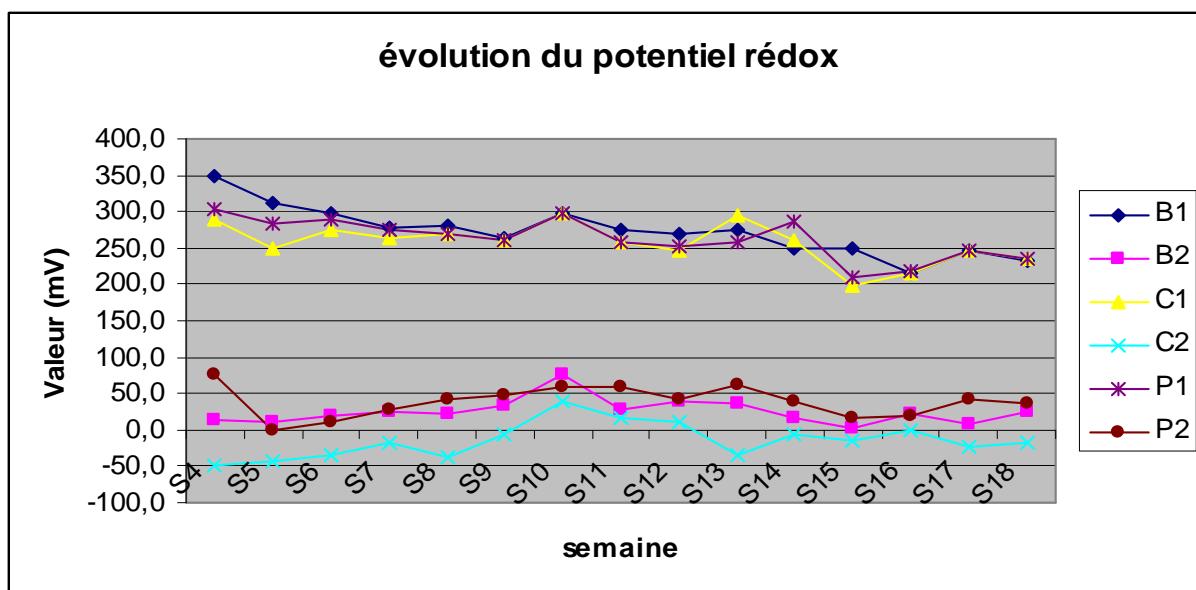


Figure n°21 : Courbe évolutive du potentiel rédox de l'eau du fond et du sédiment

Source : Auteur, 2007

La baisse du rédox constitue une indication d'enrichissement organique des sédiments. Cela peut amener des modifications dans la communauté d'invertébrés benthiques (PARKER et MALLORY, 2003).

La connaissance du potentiel rédox ne suffit pas pour illustrer l'état du fond des bassins. Le pH doit être suivi de près. Il a une tendance à diminuer avec le temps. Dans ce cas, le milieu s'acidifie lentement et frôle le niveau de la neutralité vers la fin du cycle de l'élevage surtout pour la plateforme et ceci malgré les apports systématiques de chaux dans les bassins.

Tableau n°24 : Résultats des mesures du pH

Points	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12	S13	S14	S15	S16	S17	S18
B1	8,5	8,4	8,5	8,4	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,3	8,6	8,6	8,5	8,4
B2	7,4	7,4	7,4	7,5	7,5	7,6	7,4	7,6	7,4	7,1	7,3	7,4	7,2	7,2	7,1
C1	8,7	8,3	8,5	8,5	8,5	8,5	8,4	8,5	8,6	8,5	8,2	8,5	8,6	8,5	8,4
C2	7,7	7,6	7,5	7,4	7,5	7,3	7,4	7,4	7,5	7,4	7,5	7,3	7,2	7,5	7,4
P1	8,4	8,5	8,6	8,5	8,6	8,5	8,4	8,6	8,6	8,5	8,3	8,6	8,7	8,5	8,3
P2	7,3	7,2	7,4	7,3	7,3	7,3	7,3	7,2	7,3	7,0	7,0	7,1	7,0	6,8	6,6

Source : Auteur, 200

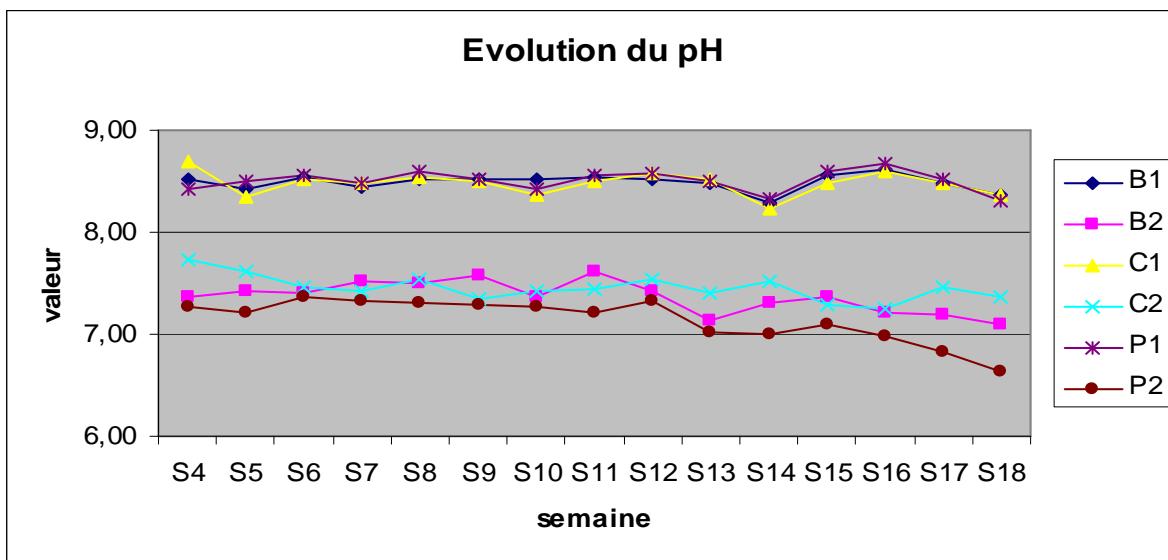


Figure n°22 : Courbe évolutive du pH de l'eau du fond et du sédiment

Source : Auteur, 2007

D'un autre côté, pour une différence d'un ou deux décimales de pH, celle du rédox varie considérablement, de l'ordre de plusieurs dizaines de mV.

En outre, le pH et le potentiel rédox évoluent dans deux sens contraires avec une corrélation de -0,54.

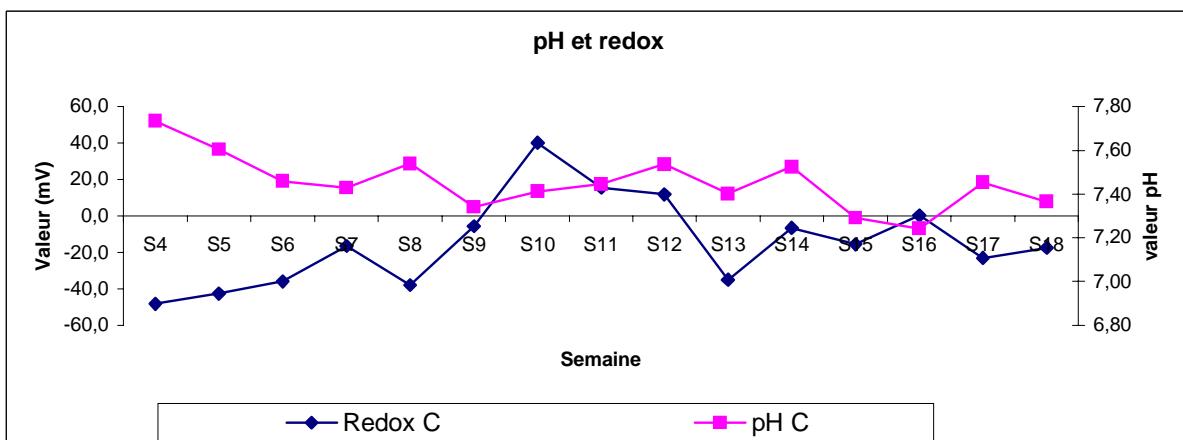


Figure n°23 : Comparaison de l'évolution du pH et du potentiel rédox

Source : Auteur, 2007

Redox C : Rédox caniveaux

pH C : pH caniveau

5.2 Epaisseur de la couche de sédiments

L'épaisseur de la couche des sédiments varie en fonction du temps, de la vitesse du vent, du taux de renouvellement d'eau journalière et enfin de la zone de dépôt. Les sédiments s'accumulent de manière progressive au fond de bassins pour des renouvellements d'eau inférieurs à 10 %. Au-delà de cette valeur, les couches de sédiments commencent à perdre sa stabilité et se réduisent à moitié pour un renouvellement d'eau supérieur à 22 %.

Durant la période de « varatrazza » (semaine 5 à la semaine 13), des vaguelettes se forment régulièrement suivant la direction du vent. Elles exercent une action d'érosion sur les digues en arrachant par la suite des particules de sol. Ces dernières seront ensuite transportées et déposées sur les zones plus calmes telles la plateforme et les caniveaux. Par conséquent, l'épaisseur des sédiments augmente considérablement.

La diminution des échanges d'eau implique une diminution des exportations des déchets vers le milieu littoral. En parallèle, un effet sur les sédiments caractérisé par une accumulation d'ammoniaque et une baisse du potentiel d'oxydoréduction est à noter.

En tout, que ce soit dans les caniveaux ou sur d'autres zones du bassin, les dépôts suivent la même tendance. Mais, avec des intensités différentes, l'épaisseur des dépôts est en moyenne cinq fois plus élevées dans les caniveaux.

Tableau n°25 : Résultats des mesures de l'épaisseur des sédiments

Points	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12	S13	S14	S15	S16	S17	S18
B2	0,6	0,9	1,1	1,0	3,0	2,3	2,7	3,2	2,4	1,9	3,1	2,3	3,5	2,3	0,9	2,7	2,3	2,3
C2	8,2	9,9	11,0	10,7	10,9	16,0	12,7	9,8	12,5	12,0	15,3	12,0	11,3	10,9	8,1	8,7	3,6	0,0
P2	1,0	1,3	2,1	1,8	6,1	5,2	4,0	3,7	2,7	3,1	3,5	3,8	3,8	3,0	2,7	2,1	1,9	0,7

Source : Auteur, 2007

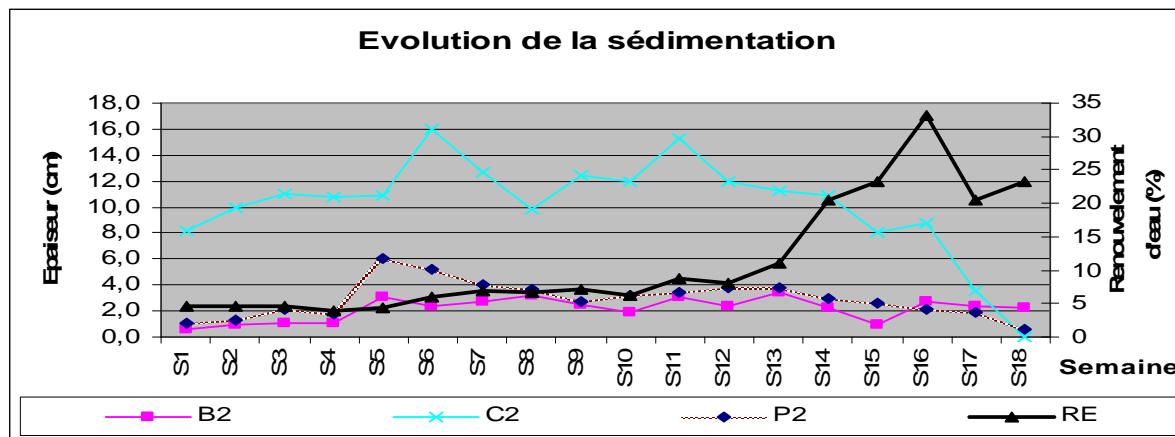


Figure n°24 : Courbe évolutive de la couche de sédiment par rapport au renouvellement d'eau

Source : Auteur, 2007

B2 : berges interface eau-sédiment
 C2 : caniveaux interface eau-sédiment

P2 : plateforme interface eau-sédiment
 RE : renouvellement d'eau journalier

5.3 Matières organiques du sol

La teneur en matières organiques des sédiments est en liaison avec le type de la couche de dépôts, de la quantité d'aliment distribuée aux crevettes et du taux de renouvellement d'eau journalier. Elle augmente progressivement avec le temps, en particulier avec un taux de renouvellement d'eau faible.

Les dépôts de couleur claire (plateforme) sont moins chargés en MO que les dépôts de couleur foncée (angles morts et caniveaux). Néanmoins, les écarts de valeur n'ont pas de ressemblance avec ceux de l'épaisseur de la couche des dépôts. Entre la plateforme et les caniveaux, les écarts moyens en MO avoisinent les 35,47% contre 283,37% pour l'épaisseur. En d'autres termes, la richesse en MO du sol ne dépend pas du volume mais plutôt par la quantité des résidus organiques accumulés, entre autres, les restes d'aliment non ingérés par les crevettes.

Tableau n°26 : Résultats d'analyses de la teneur en matières organiques

Points	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12	S13	S14	S15	S16	S17	S18
B2	0,6	0,9	1,1	1,0	3,0	2,3	2,7	3,2	2,4	1,9	3,1	2,3	3,5	2,3	0,9	2,7	2,3	2,3
C2	8,2	9,9	11,0	10,7	10,9	16,0	12,7	9,8	12,5	12,0	15,3	12,0	11,3	10,9	8,1	8,7	3,6	0,0
P2	1,0	1,3	2,1	1,8	6,1	5,2	4,0	3,7	2,7	3,1	3,5	3,8	3,8	3,0	2,7	2,1	1,9	0,7

Source : Auteur, 2007

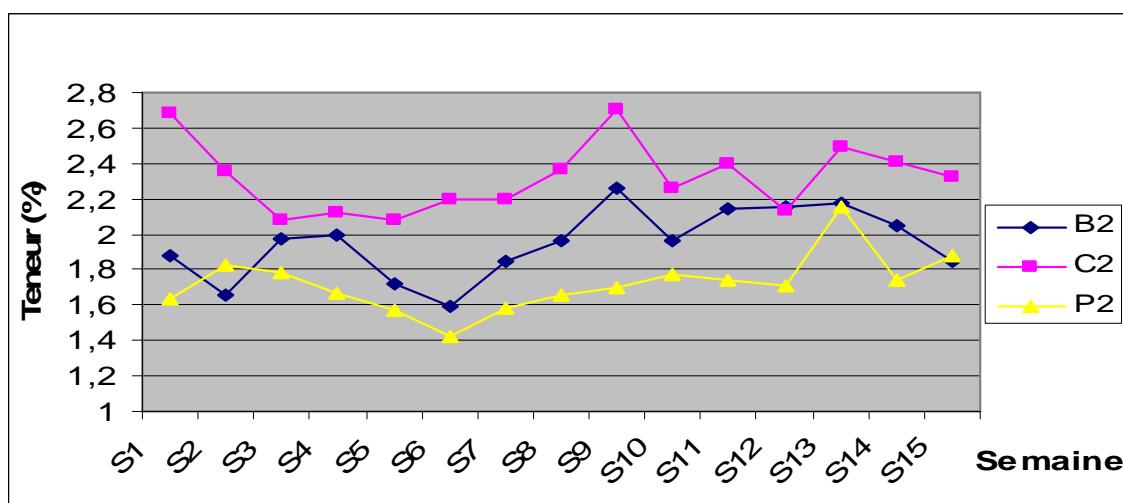


Figure n°25 : Courbe évolutive des matières organiques du sol

Source : Auteur, 2007

B2 : berges interface eau-sédiment
 C2 : caniveaux interface eau-sédiment

P2 : plateforme interface eau-sédiment

5.4 Population microbienne du sol

En absence d'oxygène, les bactéries prennent les relais pour la dégradation et/ou la décomposition des matières organiques dans le sol. La teneur élevée en MO favorise la multiplication (figure n° 18, D). La dégradation se fait par la succession de plusieurs réactions, qui sont, non seulement réputées lentes. Mais, elles peuvent aussi produire des gaz toxiques tels les H₂S.

Contrairement à l'évolution croissante de la teneur en MO des sols et/ou des sédiments, la flore totale mésophile (FTM) suit une tendance plutôt dégressive. En terme de qualité, l'effectif de la FTM est acceptable. Il se trouve inférieur à la norme maximale définie par l'AFNOR (300 CFU : colonie formant unité).

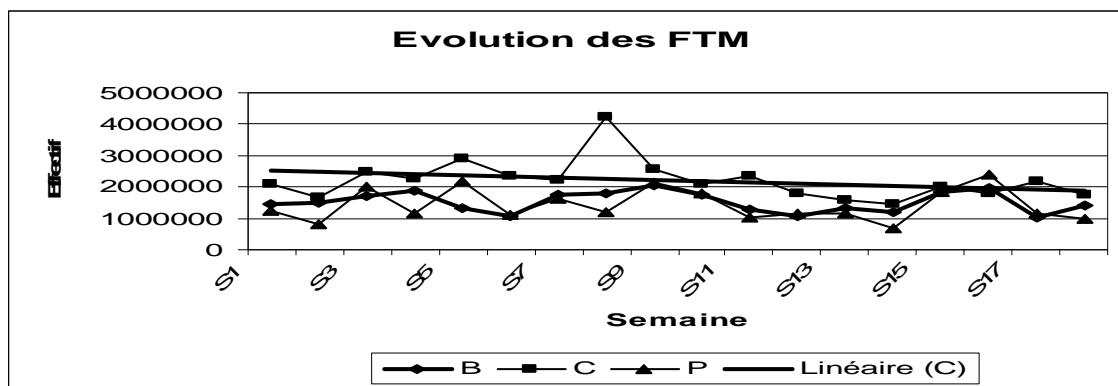


Figure n°26 : Courbe évolutive de la flore totale mésophile du sol

Source : Auteur, 2007

B : berges

C : caniveaux

P : plateforme

La population des **Vibrionacées** ne représente qu'une faible proportion de la FTM dans les sédiments. Elle est représentée en majeure partie par des vibrios jaunes. Les vibrios verts et les vibrios vert luminescents n'apparaissent que lorsqu'il y a une diminution des vibrio jaunes. À l'opposé de celle de la FTM, l'évolution des **Vibrionacées** suit une tendance croissante.

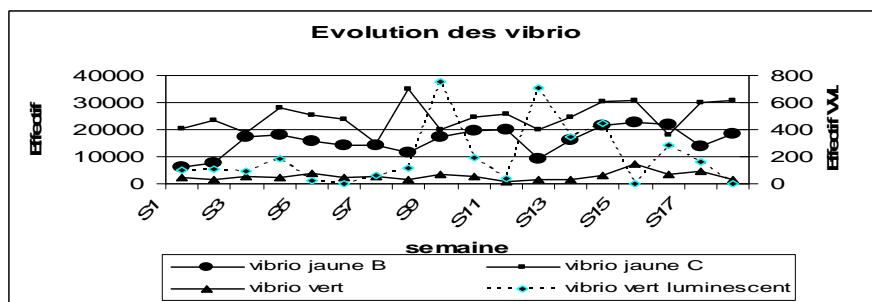


Figure n°27 : Courbe évolutive des vibrios du sol

Source : Auteur, 2007

VVL : vibrios vert luminescent

B : berges partie sédiment

5.5 Evolution des paramètres physico-chimiques

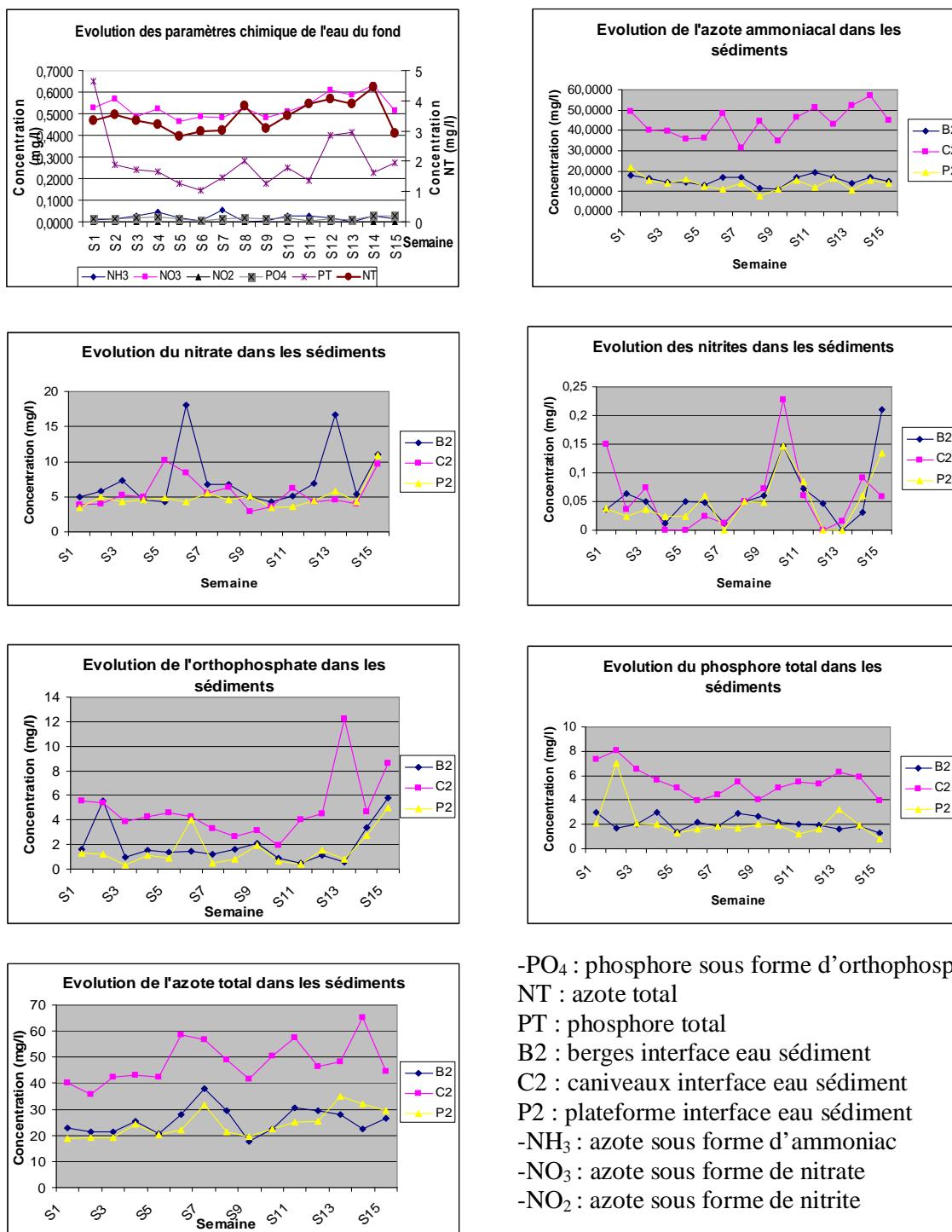
Tous les paramètres physico-chimiques de l'eau suivent le même profil durant tout le cycle de l'élevage. Les concentrations en azote et ses dérivés diminuent progressivement pour changer de direction à partir de la 7^{ème} semaine jusqu'à la fin du cycle. Celles du phosphore et de l'orthophosphate ne changent de direction qu'à partir de la 10^{ème} semaine.

Le sol et/ou les sédiments constitue(nt) un réservoir inépuisable en azote notamment en azote ammoniacal puis en phosphore. Les valeurs observées sont toutes très élevées. Elles se trouvent deux fois plus haut ou plus dans les caniveaux (figure n°18, D).

La concentration en azote total dans les sédiments a tendance à augmenter avec la diminution des échanges d'eau (figure n° 18, E). Des corrélations significatives entre la concentration en azote total dans les sédiments et l'ammoniaque sont à remarquer. L'ensemble des résultats suggère une accumulation de déchets d'autant plus forte à l'interface eau - sédiment que les renouvellements diminuent.

Le rapport ($\text{NH}_3\text{,4} / \text{N total}$) qui exprime une augmentation de la proportion de la forme ammoniacale au détriment de l'azote organique (les formes minérales oxydées considérées dans ce cas comme négligeables) augmente avec le taux de MO et d'azote dans les sols. Ce rapport suggère un piégeage de l'ammoniaque dans les sédiments avec l'accumulation de MO.

Malgré cette richesse en éléments chimiques, la concentration dans l'eau du fond de ces mêmes paramètres est toujours dans les normes. Ce qui traduit un très faible taux d'échanges gazeux entre le sol et/ou les sédiments et la colonne d'eau. Les figures suivantes résument l'évolution de ces paramètres.



-PO₄ : phosphore sous forme d'orthophosphate
 NT : azote total

PT : phosphore total

B2 : berges interface eau sédiment

C2 : caniveaux interface eau sédiment

P2 : plateforme interface eau sédiment

-NH₃ : azote sous forme d'ammoniac

-NO₃ : azote sous forme de nitrate

-NO₂ : azote sous forme de nitrite

Figure n°28 : Courbes évolutives des paramètres physico-chimiques de l'eau et du sol

Source : Auteur, 2007

6 DISCUSSION

Cette investigation permet de mieux comprendre ce qui se passe au fond des bassins au cours de l'élevage.

En premier lieu, deux grands types d'interface eau-sédiment dans le milieu (= bassin) dont les biofilms, à distinguer dans des rares occasions et les dépôts des particules fines au fond des bassins. Les derniers peuvent être classés en deux :

- dépôt des particules de sol sur la plateforme et sur les berges excepté les angles morts, avec un type de dépôt couvert de fine couche de matières organiques au moment de la prolifération des algues benthiques (Lab lab), et ;
- dépôt des particules fines de sol et de matières organiques dans les caniveaux, avec une couleur foncée et une mauvaise odeur.

Grâce à la présence des caniveaux, les dépôts en particulier les dépôts riches en matières organiques n'occupent pas plus de 13% de la surface totale du bassin.

En deuxième lieu, dans les caractéristiques de la couche interface eau-sédiment, la formation et l'accumulation dans le bassin dépendent de la conduite de l'élevage. La gestion de l'eau est la première. Un taux de renouvellement d'eau inférieur à 10% ne suffit pas pour assurer l'évacuation de tous les détritus. Il s'en suit, une accumulation croissante des déchets dans le milieu, notamment dans les caniveaux. Or, une accumulation est de nature à altérer la fonction nourricière du milieu. L'action érosive des vaguelettes durant la saison de « varatrazza » ne fait qu'amplifier la situation.

Par conséquent, les valeurs du potentiel d'oxydoréduction observées sont assez faibles (inférieures à 100mV). À ce stade, des composés de sulfates organiques et de H₂S sont produits. Ces gaz sont toxiques pour les poissons et les crevettes. Ils inhibent la respiration aérobie (SMITH, 1977), et limitent l'activité biologique à des organismes anaérobies qui dégradent lentement la matière organique.

En se référant aux résultats de REDDY et al. 1986 cités par AVNIMELECH, 2002, l'interface eau-sédiment se trouve dans un état de réduction et que le milieu est oxyqué pour les berges et la plateforme et est hypoxique dans les caniveaux (WILDISH, 1999).

Tableau n°27 : Correspondance du potentiel redox et de la concentration en sulfure

Accepteur d'électron	Processus	Potentiel redox approximatif (mV)	Production de sulfure (μM)
Fe ⁺³ , Mn ⁺⁴	Réduction	0 - 100	1300 – 300
SO ₄ , S	Réduction de sulfure	-100 - 0	6000 – 1300

Source : REDDY et al., 1986 et WILDISH, 1999.

La production de ces gaz provoque des stress voire des mortalités s'ils sont produits en grande quantité. Ils réduisent ainsi la surface disponible pour les crevettes.

Cette baisse de valeurs du potentiel rédox se répercute sur la concentration en oxygène dissous. Les valeurs matinales en oxygène dissous diminuent progressivement au fur et à mesure que l'élevage progresse. Ces valeurs dans le sens opposé indiquent l'accumulation des matières organiques dans les sédiments.

En se basant sur les études de corrélation, les valeurs du rédox présentent, dans les caniveaux, plus de corrélation avec la quantité d'aliment distribuée qu'avec la population des microorganismes.

En troisième lieu, l'accumulation et la persistance des matières organiques dans le bassin dépendent entièrement de la gestion de l'élevage. Pour la teneur en matières organiques, l'évolution croissante au fil du temps s'explique par le faible taux de renouvellement d'eau. Un taux compris entre 5 à 10% ne suffit pas pour évacuer la totalité des sédiments. De plus, les dépôts organiques augmentent avec le retour des activités biologiques c'est-à-dire dès la montée de la température. Enfin, en relation avec l'augmentation de la quantité de la ration journalière, les bassins ayant subi des préparations identiques, la quantité de matières organiques des caniveaux est d'autant plus élevée dans ceux à distribution d'aliment à la volée (épandage des granulés de part et d'autre des caniveaux) que ceux ayant reçu de l'aliment à l'aide des mangeoires (20 à 30 mangeoires par hectare). Les différents courants existants dans le bassin charrient vers les caniveaux les aliments ou les nutriments aux alentours, avant que ces derniers soient ingérés par les crevettes.

Cette étude permet, en quatrième lieu, de mettre en évidence les paramètres chimiques de l'interface eau-sédiment. Avec un niveau très bas du potentiel rédox, le milieu produit des gaz néfastes pour l'élevage. En dehors de la toxicité, certains de ces gaz influent indirectement sur la dégradation de la qualité du milieu en inhibant la nitrification. Ils augmentent ainsi la concentration en ammoniacal du milieu. Plus de 56% de l'azote total présent dans l'interface eau-sédiment se trouvent sous forme d'azote ammoniacal. Cette valeur peut aller jusqu'à 90% dans les zones de très forte accumulation de matières organiques telles les caniveaux.

L'interface eau-sédiment constitue aussi un immense réservoir de nutriments. Il est capable d'approvisionner la colonne d'eau en cas de besoin. Mais, ce grand réservoir présente des points négatifs. Il représente un danger permanent pour les crevettes. Une brusque émission de ces éléments en particulier l'azote ammoniacal vers la colonne d'eau peut causer des mortalités massives c'est-à-dire de lourdes pertes.

Toutefois, les résultats présentés dans cette partie suggèrent l'existence de 2 phases distinctes : une phase courte de remédiation pendant laquelle on observe une amélioration de la qualité des sédiments (Eh, [NH₃4+]) suivie d'une phase d'accumulation des déchets, accumulation d'autant plus forte que l'élevage est intensif et d'autant moins forte que l'eau est renouvelée. La première phase permet de transformer et d'évacuer du bassin une partie des déchets accumulés au cours de l'élevage précédent avant d'accumuler les déchets de l'élevage en cours.

L'augmentation de MO a donc pour conséquences :

- une diminution du potentiel d'oxydoréduction ;
- une augmentation des concentrations en azote ammoniacal ;
- une augmentation des concentrations en azote nitreux, et ;
- une diminution du rapport (N-NO₂+N-NO₃)/N-NH₄.

L'ensemble des résultats suggère qu'une augmentation de la MO induit un arrêt progressif de la minéralisation après l'ammonification et/ou une dénitritification assimilatrice des formes oxydes azotées en ammoniaque.

7 PROPOSITION D'AMELIORATION ET PLAN D'AMENAGEMENT

Les résultats sus cités précédemment montrent qu'en dehors de son rôle de support, le sol ou plus exactement l'interface eau-sédiment tient une place importante dans une production aquacole. L'accumulation des particules grossières et/ou fines de sol, des résidus de nutriments et des matières organiques se fait de manière continue. Elle favorise le développement des microorganismes ainsi que la détérioration du milieu. Le développement de la condition anaérobie contraint la production et constitue une barrière pour une intensification de l'élevage.

Les recommandations se portent alors sur :

- le plan et l'emplacement des bassins (profil, orientation, superficie) ;
- la préparation des bassins avant chaque mise en eau ;
- la conduite de l'élevage (gestion de l'eau et gestion d'aliment), et ;
- comportement du personnel.

7.1 Plan et emplacement des bassins

Précédemment, la majeure partie des sédiments de l'interface eau-sédiment est constituée par des particules de sol, qui sont érodées des digues par les vaguelettes.

Un bassin doit avoir un profil bien défini afin de minimiser l'action érosive de l'eau et de faciliter l'évacuation des sédiments. La construction des digues doit se faire avec grand soin. Une pente raide est à proscrire. La pente des digues doit être établie en fonction de la qualité du sol. Une pente de 25% ou 33% est nécessaire pour un sol de qualité moyenne. Mais elle ne doit pas dépasser une valeur de 40% pour un sol de bonne qualité (FAO, 2005). La surface ne doit présenter aucun obstacle. Elle doit être compacte et bien tassée afin de réduire les actions érosives des vaguelettes.

Pour avoir une bonne efficacité d'évacuation des rejets, un bassin doit être muni des fossés longitudinaux ou des caniveaux disposés en parallèle sur sa longueur. Ces caniveaux doivent représenter au moins 4% de la superficie totale du bassin et sont construits avec une pente comprise entre 4‰ et 6‰ selon la longueur du bassin. Ils se servent aussi comme outil de piège, sous l'action des différents courants dans l'eau. Les sédiments vont être charriés vers les caniveaux et s'y déposent par gravitation.

Enfin, les vaguelettes peuvent être contrôlées par une bonne orientation des bassins. Il est préférable de construire les bassins en exposant sa longueur contre le sens du vent car les vaguelettes deviennent plus puissantes et plus corrosives avec la distance.

7.2 Préparation des bassins

Une des caractéristiques de la vase accumulée dans un bassin de crevetticulture est sa couleur sombre ou noire suivie par une odeur sulfureuse. Ces critères ne sont constatés qu'après la vidange. Cette accumulation consomme l'équivalent de 50% de la demande en oxygène dissous du milieu. En d'autres termes, le sédiment gardé dans le bassin pour le prochain cycle expose volontairement les crevettes à un grand compétiteur.

La préparation des bassins vise surtout à éradiquer toute forme de dangers, de compétiteurs et à améliorer la qualité du milieu pour le prochain cycle. D'après l'investigation menée, les recommandations avancées se focalisent sur certaines activités comme le curage des caniveaux et la réparation des digues.

Le curage des caniveaux permet à la fois d'accélérer le drainage du fond des bassins, d'évacuer les matières organiques et d'assurer une bonne aération des caniveaux. Il peut se faire de deux manières, manuelle ou mécanique selon les moyens à disposition. Dans les deux cas, il faut évacuer la totalité des sédiments et de les traiter loin des caniveaux.

Les traitements peuvent être réalisés dans *in situ* c'est-à-dire dans le bassin, par épandage des sédiments sur la plateforme pour une meilleure oxydation des matières organiques ou utilisation des sédiments pour réparer les digues.

Les traitements peuvent aussi être réalisés dans un endroit approprié. Cette deuxième option est plus avantageuse car elle facilite les traitements des sédiments. Aussi, elle permet la préservation de l'environnement contre les polluants organiques. Après traitement, les sédiments peuvent être utilisés de nouveau dans l'exploitation pour relever les valeurs de la salinité durant la saison de pluies en tant que nutriments ou pour la réparation des digues ou une nouvelle construction de bassin. L'inconvénient de cette approche est la demande d'un investissement important.

La réparation des digues consiste à remettre les digues à leur état initial.

7.3 Conduite de l'élevage

Les bassins, une fois remplis d'eau, sont difficiles à donner une appréciation directe sur l'état du fond du milieu d'élevage. Afin d'éviter des mauvaises interprétations, la pratique des carottages d'au moins une fois toutes les deux semaines est vivement recommandée.

Dans l'étude menée, c'est l'accumulation des sédiments qui constitue le principal problème. Sa gestion demande l'établissement d'une bonne conduite de l'élevage.

7.3.1 Gestion de l'eau

A faible taux de renouvellement, les sédiments s'accumulent progressivement dans le bassin. Pour les évacuer il est impératif de :

- toujours garder propre les cadres et les mailles des moines de sortie surtout durant la période de jeunes âges des crevettes ;
- racler les berges et évacuer les algues benthiques (Lab lab), et ;
- procéder parfois à un renouvellement d'eau séquentiel.

Une augmentation des renouvellements permet d'augmenter l'exportation de déchets vers le milieu extérieur. Elle diminue ainsi la quantité accumulée des sédiments dans les bassins. Aussi, elle atténue dans la colonne d'eau l'effet de l'eutrophisation en diluant les déchets azotés qu'ils soient sous forme dissoute ou sous forme particulaire. Et enfin, elle minimise les variations journalières de l'oxygène dissous.

7.3.2 Gestion d'aliment

Selon AVNIMELECH et RITVO, 2003, 5 à 40% des nutriments de la ration sont accumulés dans le bassin. Maintenir ce taux à une valeur faible nécessite :

- une bonne détermination de l'état morphologique des crevettes c'est-à-dire faire varier la quantité d'aliment à distribuer en fonction du stade de mue, avec appétence en stade dur qu'en période de mue ;
- une couverture dans une plus grande surface que possible pendant la distribution tout en évitant les zones d'accumulation des sédiments, et ;
- une utilisation d'aliment de bonne qualité (dégradation rapide).

7.3.3 Utilisation des aérateurs

Le développement d'un potentiel rédox faible et/ou négatif et la production des gaz toxiques peuvent être contrôlés par l'utilisation des aérateurs ou par la resuspension des sédiments ou par l'utilisation des produits chimiques.

Après avoir bien localisé et bien défini le type de sédiments, l'utilisation des aérateurs ou « paddle wheel » n'est efficace que si :

- ils se trouvent au-dessus des zones à traiter, et ;
- ils ont une bonne disposition, en parallèle ou en diagonale à la longueur du bassin.

La combinaison de deux ou plusieurs types d'aérateurs donne aussi de bons résultats. Plusieurs chercheurs recommandent la combinaison de « paddle wheel » avec un aérateur spiral.

La resuspension des sédiments est l'une des solutions intéressantes, les matières organiques vont être oxydées par l'oxygène de l'eau. Elle permet le recyclage et la réutilisation des résidus d'aliments (HOPKINS et al., 1994). La remise en suspension des sédiments favorise les échanges entre le sédiment et la colonne d'eau. Cet échange augmente l'enrichissement de l'eau en sels nutritifs donc la production primaire et en final l'enrichissement organique. Aussi, elle nécessite l'utilisation d'un « air lift » ou d'un propulseur ou d'un aérateur aspirateur.

Mais, la resuspension de l'interface nécessite beaucoup de précautions car la présence des sédiments réduits dans l'eau va augmenter la turbidité, la consommation en oxygène c'est-à-dire fait baisser le potentiel rédox de l'eau et expose aussi les crevettes aux différents flux

d'éléments toxiques. La remise en suspension peut aussi favoriser le transfert de pathogènes comme *Vibrio nigripulchritudo*.

7.3.4 Utilisation des produits chimiques

Enfin, l'utilisation des composés chimiques minimise le développement d'un potentiel rédox faible ou négatif et la production des sulfures solubles. L'application à faible dose (5 mg Nl⁻¹) de nitrate relève les conditions réduites dans les sédiments. Elle permet le maintien du rédox à une valeur supérieure à 300 mV, l'inhibition de la réduction de fer (RIPL, 1976), de la formation des sulfures et des méthanes (JENNEMAN, 1986).

7.4 Comportement du personnel

Tous les changements et les mesures prises restent infructueux si le personnel n'est pas conscient de leur utilité. Des séances de formation doivent être réalisées afin de permettre au personnel d'agir convenablement. Ces formations doivent être basées sur :

- la formulation et l'ajustage de la quantité d'aliment à distribuer ;
- le respect de l'intervalle de temps entre deux distributions consécutives ;
- les conditions de réalisation de travail (distribution d'aliment, nettoyage des cadres, application de fertilisants et/ou de la chaux), et ;
- l'intensification des contrôles et suivis.

En bref, durant la saison sèche, l'interface eau-sédiment est en général constituée par un mélange de particules fines déposées sur les zones à faible courant. Sa formation dépend du taux de renouvellement d'eau, de la quantité des intrants (aliments et produits d'entretien) versés dans le bassin et de la résistance des parois des digues contre l'action érosive des vaguelettes. De couleur marron foncée à la couleur noire, l'interface eau-sédiment présente des caractéristiques alarmantes ; son état se dégrade lentement et les valeurs en potentiel rédox observées montrent un enrichissement en matières organiques, en **Vibrionacées** et une possibilité de production de gaz toxiques pour les crevettes. De plus, la haute concentration en éléments chimiques, en particulier, en azote ammoniacal (56% de l'azote total), constitue à la fois un danger permanent et une réserve de nutriments pour la colonne d'eau. Par contre, les échanges avec la colonne d'eau restent très faibles. Néanmoins, l'état de l'interface eau-sédiment peut être contrôlé par des différents traitements dont le plus intéressant est de faire entre deux cycles.

CONCLUSION GENERALE

En crevetticulture, la dernière étape de la production pour un élevage du type semi intensif se fait, dans la majorité des cas, dans des bassins en terre. Durant cette période, l'état et la qualité du fond sont souvent mal considérés.

Cette étude nous a permis de mettre en évidence certaines caractéristiques du fond des bassins d'élevage de crevettes.

Suite à l'adoption d'un faible taux de renouvellement d'eau, les sédiments s'accumulent progressivement au fond des bassins formant ainsi l'interface eau sédiment dans les caniveaux, les angles morts. Plusieurs facteurs interviennent dans leur formation :

- ⊕ les digues s'usent et les particules de sol vont être transportées vers les zones plus stagnantes sous l'action des vaguelettes ;
- ⊕ les fèces et les carapaces de mue, et ;
- ⊕ la gestion de l'alimentation, néanmoins, la mauvaise estimation de la quantité d'aliment à distribuer, le non respect du délai d'intervalle entre deux distributions en relation avec le pourcentage des refus.

Tous les indicateurs indiquent une dégradation progressive du fond des bassins. Avec un aspect fin, de couleur grise ou noire, l'interface eau sédiment présente des valeurs de potentiel rédox faibles et dont la tendance suit une courbe décroissante. Aussi, un enrichissement en matières organiques et en microorganismes notamment en **Vibronacées** a constamment changé l'état du milieu d'élevage. Autrement dit, le milieu devient plus réduit au fur et à mesure que la durée de l'élevage est longue.

Du point de vue composé chimique, l'interface eau sédiment constitue, d'une part, un réservoir inépuisable de nutriments et d'autre part, une menace passive pour les crevettes. Elle a le potentiel d'approvisionner la colonne d'eau en éléments nutritifs (nitrate, orthophosphate) en cas des besoins. Mais un léger déséquilibre du milieu peut être à l'origine d'une injection d'une importante quantité d'azote ammoniacal.

Néanmoins, les échanges gazeux entre le sol et la colonne d'eau restent faibles. Toutes les normes de qualité en paramètres physico-chimiques de l'eau ne sont pas dépassées.

De ce fait, il est possible de contrôler et/ou de minimiser la dégradation du milieu par :

- ⊕ l'application des composés chimiques au cours de l'élevage pour un fond de bonne qualité par l'apport de nitrate à une dose modérée pour la décomposition des matières organiques et inhibe la réduction du fer ;

■ l'utilisation des aérateurs en vue de la disponibilité en oxygène dissous et favorise l'oxydation du milieu, et ;

■ le curage des caniveaux, des zones d'accumulations et le séchage à l'air libre pour l'oxydation des sédiments. comme technique la plus recommandée, la moins chère et facile à réaliser.

Au terme de ce travail, l'investigation a été orientée vers une quantification des caractéristiques de l'interface. D'autres études méritent d'être menées pour bien cerner voire même mieux appréhender les impacts sur la conduite d'élevage en vue d'une exploitation rationnelle pour un développement durable.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- 1- AQUALMA, 1996. Document technique de l'élevage semi-intensif, 20 pages.
- 2- AUTRAND M., 2002, Situation de l'aquaculture de la crevette dans le monde en 2002, Aquaculture responsable, pp 115-122.
- 3- AVALLE et ROTHIUS A. J., 1991. Fiches techniques sur l'élevage de *Penaeus monodon* en bassin. Projet PNUD/FAO/MAG/88/006, Ferme pilote d'aquaculture de crevettes de Nosy-be in Cahier d'information de pêches n°5 MPAEF/DPA, 95 pages.
- 4- AVNIMELECH, 2002. Change in shrimp production technologies: The lesson to Madagascars shrimp culture. Conférence internationale : Crevetticulture Responsable. Ocean consultant, Cite Ambatonakanga, Antananarivo Madagascar, 2003. pp 123-127.
- 5- AVNIMILECH ET RIVTO, 2003. Shrimp pond soil: Process and management. Conférence Internationale de Crevetticulture Responsable. Cite, 2003, pp 145-156.
- 6- BARATS A., 2006. Micro analyse quantitative des éléments traces dans la calcite de la coquille Saint Jacques (*Pecten maximus*) par Ablation Laser ICP-MS. Université de Pau et des Pays de l'Adour, 299 p.
- 7- BARNABE G., 1991. L'aquaculture, Collection Agriculture aujourd'hui, Science techniques Application, volume 1, 2^{ème} édition. Technique et documentation Lavoisier, Paris, 565 pages.
- 8-BARROIN, 2004. Phosphore, Azote, Carbone, ... : Du facteur limitant au facteurs de maîtrise. UMR CARRTEL. INRA-Station d'Hydrobiologie Lacustre, 33p.
- 9- BERTHE F, 1993, Etude des populations des bactéries associées aux élevages larvaires de crevettes pénéides, Thèse pour le Diplôme d'Etat de Docteur Vétérinaire, Faculté de Médecine de Nantes,.
- 10- BERTRAND COUTEAUX, 2002. Conférence Internationale : Crevetticulture Responsable. Ocean consultant, Cite ambatonakanga, Antananarivo Madagascar 2003.
- 11- BOYD C. E., 2002. Environnement management in marine shrimp farming. Conférence Internationale : Crevetticulture Responsable. Ocean consultant, Cite Ambatonakanga, Antananarivo Madagascar 2003, pp 229-237.
- 12-BOYD C. E., CLAY J. W., 1998. Shrimp aquaculture and the environment. Scientiufic American, 278/6, pp 58-65.
- 13- CDCC, 2003 et 2004. Maturation des géniteurs. Rapport technique trimestriel.
- 14- CHAMBERLAIN G. W., HOPKINS J. S., 1994. Reducing water use and feed cost in intensive ponds. Journal of World Aquaculture Society 25, pp 29-32.

- 15- CONNOR J. N., SMITH G. N., 1986. An efficient Method of applying Aluminium Salt for sediment phosphorus Inactivation in lakes. American Water Ressource Bulletin 22, pp 661-664.
- 16- DIRECTION DES RESSOURCES HALIEUTIQUES, 2004. L'aquaculture de crevettes, 4 pages.
- 17- FAO, 2006. FAO annuaire, Statistique des pêches : Production et Aquaculture 2004. Volume 98/2, Roma.Italie, 199 p.
- 18- FAO, 2005. FAO annuaire, Statistiques relatives aux pêches : Captures 2003. Volume 96/1. Rome/Roma, 664 p.
- 19- HACH, 2004. Manuel d'utilisation du matériel de mesure du pH et du potentiel rédox.
- 20 - HOPKINS, 1994. Effect of two feed protein levels and feed rate combination on water quality and production of intensive shrimp ponds operated without water exchange. Journal of World Aquaculture Society 26, pp 93-95.
- 21- HOPKINS, J.S., SANDIFER, P.A., BROWDY, C.L., 1994. Sludge management in intensive pond culture of shrimp: effect of management regime on water quality, sludge characteristic, nitrogen extinction, and shrimp production. Aquacult. Eng. 13, 11–30.
- 22- JENNEMAN, 1986. Effect of Nitrate on Biogenic Sulfide Product. App. Environnemnt Microbiologie, 51/6, pp 1205-1211.
- 23- JONES C., SOMERS K.M., CRAIG B. et REYNOLDSON T.B., 2004. Réseau de surveillance biologique du benthos de l'Ontario : Protocole. Version 1.0. 109 p.
- 24- LAROUSSE, 2002. Le Larousse de poche : les mots de la langue et les noms propres, 977p.
- 25- LEMONNIER H., MARTIN J.L.M., BRIZARD R., HERLIN J., (2003). Effect of water exchange rate on waste production in semiintensive shrimp ponds during the cold season in New Caledonia. Journal of the World Aquaculture Society 34(1), pp 40-49.
- 26- LEMONNIER H. et FANINOZ., 2004. Influence of sediment characteristics on shrimp physiology: pH as principal effect. Aquaculture 240; pp 297-312.
- 27- LEMONNIER H., 2007. Effet des conditions environnementales sur le développement des pathologies à Vibrio dans les élevages de crevettes en Nouvelle-Calédonie. 204 p.
- 28- LICK W. H., HUANG et JEPSEN, 1993. the flocculation affine-gravied sediments due to differential setting. Journal Geops. Res., vol. 98, pp: 10, 279-10, 288.

- 29- MICHAEL B. New, 2002. Farming freshwater prawn: A manual for the culture of the giant river prawn (*Macrobrachium rosenbergii*), FAO Fisheries Technical Paper, N° 428. Rome, 2002, 212 p.
- 30- MILLER P. J., 1979. Fish phenology : Anabolic adaptativeness in teleosts. (44): 449 p.
- 31- MORIARTY D.J.W., 1997. The role of microorganisms in aquaculture ponds. Aquaculture 151, pp 333-349
- 32- MOTOH, H., 1981. Studies on the fisheries biology of the giant tiger prawn, *Penaeus monodon* in the Philippines. Tigbauan, Philippines, SEAFDEC Tech.Rep., (7):128 p.
- 33- OMS C., 2003. Localisation, Nature et Dynamiques de l'Interface Eau-Sédiment en Réseau d'Assainissement Unitaire, Thèse en Sciences et Techniques de l'Environnement ENPC. 186p.
- 34- PARKER R. et MALLORY M., 2003. Directive technique complémentaire pour la détermination du potentiel rédox et des sulfures dans les sédiments marins. Direction de la protection de l'environnement. Environnement Canada. Région de l'Atlantique. Frederiction (Nouveau-Brunswick), 6 p
- 35- RAMAHAZO HARIMISA A, 2003. Contribution à l'étude du phénomène de tête verte de Pénaeus monodon, cas de la ferme Aqualma Mahajamba. Mémoire de fin d'études, Département Elevage, Ecole Supérieure des Sciences Agronomiques Antananarivo, 80 pages.
- 36- RIPL, 1976. Biochemical oxidation of polluted lake sediment with nitrate. A new Restoration Method. Ambio. 5, pp 132-135.
- 37- SCHULTZ et ZABEL, 2000. Marine Geochemistry. Springer-Verlag. Germany, 455 p.
- 38- SEAFDEC, 1988. Biology and culture of Penaeus monodon. Aquaculture Departement. South East Asian Fisheries Development Center, Tigbauan, Ilo Ilo 5021, The Philippines.
- 39- SMITH, 1977. Nitrogen metabolism and trophic input. In Relation to growthin freshwater et saltwater salmo gardneri . biological Bulletin 150, pp 139-151.
- 40- SMITH S. V., 1984. phosphorus versus nitrogen limitation. In the marine environnement limnologie. Oceanograghie, 29/6, pp 1149-1160.
- 41- SMITH, P.T., 1996. Physical and chemical characteristics of sediments from prawn farms and mangrove habitats on the Clarence River, Australia. Aquaculture 146, pp: 47– 83.

- 42- SOLIS, 1988. Biology and Ecology. Chapter one. In Biology and Culture of *Penaeus monodon*. Brackishwater Aquaculture Information System, Aquaculture Department, Southeast Asian Fisheries Development Center, Tigbauch, Ilo Ilo, Philippines.
- 43- SOLTNER, 1992. Le sol. Les bases de la production végétale, Phytotechnie générale. Collection Sciences et Techniques Agricoles. Sciences et Techniques, Sainte Gemmes sur Loire, 417 p.
- 44- TACON, 1990_a, Feeding methods, Standard method for the nutrition and feeding of farmed fish hand shrimp, volume 3, 208 pages.
- TACON, 1990_b. The essential nutrient, Standard method for the nutrition and feeding of farmed fish hand shrimp, volume 1, 117 pages.
- 45- TSENG, WEN-YOUNG, 1987. Shrimp mariculture. A practical manual. Kaohsiung, People's Republic of China, Chien Cheng Publisher, 300 p.
- 46- VOAHANGINIRINA BUREL Marie Solange, 1997. Contribution à l'analyse de l'écloserie des vibrio en élevage larvaire des crevettes *Penaeus monodone*, mémoire de fin d'études, Département Industrie Agro-Alimentaire, Ecole Supérieure des Sciences Agronomiques, Université d'Antananarivo, 106 pages.
- 47- WILDISH, 1999. A recommended method for monitoring sediment to detect organic enrichment from mariculture in the Bay of Fundy. Canada Technic report. Fish Aquaculture. Sci.2286, 31p.

Référence électronique :

www.wickepedia.com

ANNEXES

ANNEXE N°1 : Méthodologie d'approche

La compréhension de la gestion de l'élevage a été facilitée par l'intégration d'autres paramètres autres que ceux suivis au cours de notre investigation.

Chlorophylle « a »

La concentration en chlorophylle « a » donne une indication sur la richesse en phytoplancton de l'eau d'élevage. Sa détermination correspond à la méthode spectrophotométrique de NEVEUX, 1973. En premier lieu, mettre les échantillons à l'abri de la lumière sous une température de 4°C pendant quelques heures, puis filtrer les échantillons d'eau au compresseur à vide Millipore en utilisant un filtre de 45µm, l'extraction se fait à l'acétone à 90%, conserver au congélateur pendant 24 heures au moins puis un broyage du filtre et son substrat avec de l'acétone et enfin, une centrifugation à 4000 tr/mn pendant 15 mn. La lecture au spectrophotomètre se fait en deux temps c'est-à-dire utilisation deux longueurs d'ondes différentes (665 nm et 750nm).

Alcalinité

La connaissance de l'alcalinité facilite la détermination de la quantité de base nécessaire à apporter pour faire remonter le pH acide du milieu d'élevage.

La mesure se fait par titration à l'acide sulfurique d'un mélange d'un échantillon d'eau, de l'eau distillée déminéralisée, de deux réactifs dont la phénophthaléine et le bromecresol et d'un indicateur coloré appelé green methyl red indicator.

Salinité de l'eau

Evaluer en g de sel dans 1000 g d'échantillon d'eau, la salinité est mesurée à l'aide d'un salinomètre (réfractomètre) de marque ATC et la mesure est instantanée.

Pour les prélèvements destinés à l'analyse biologique en particulier le comptage du zooplancton, traîner le filet à plancton sur une certaine distance en plusieurs endroits puis verser le contenu du récipient en plastique du filet dans un flacon. Le facteur de multiplication du résultat sera en fonction de la distance parcourue pendant l'échantillonnage.

ANNEXE N°2 : Cycle biologique des crevettes

Nauplii

C'est la première phase larvaire de tous les crustacés, les naupliis possèdent trois paires d'appendices à l'aide desquelles ils se déplacent par saccades (TSENG et WEN YOUNG, 1987 cité par RAMAHAZO H.A., 2003). Cette phase dure 2 à 3 jours, durant lequel les larves vivent aux dépens de leur réserves vitellines et passent du stade nauplius 1 au stade nauplius 6.

Zoé

Les zoés se déplacent aussi par saccades, mais à l'opposé des nauplii, ils se nourrissent d'algues phytoplanctoniques de très petite taille et se tiennent verticalement dans l'eau (BARNABE, 1991 et TSENG, 1987). Généralement, avec une température adéquate, il y a trois stades de zoés. Cette phase dure 5 jours.

Mysis

Cette phase dure 4 à 6 jours, elle se compose de trois stades comme les zoés, les larves acquièrent la morphologie d'une crevette adulte se différenciant seulement de cette dernière par la présence des pattes thoraciques démesurées et dépourvues de pinces. Ici, les mouvements diffèrent des deux phases précédentes, les mysis ont la tête orientée vers le bas (BARNABE, 1991 et VOAHANGINIRINA BUREL, 1998) et se nourrissent des proies vivantes.

Postlarves

Arrivée au stade postlarve une crevette se compose de trois parties bien distinctes :

La tête ou carapace céphalothoracique : elle comporte une paire des yeux composés et pédonculés, un rostre bien développé dont l'extrémité antérieure dépasse le niveau des pédoncules oculaires avec une formule rostrale 7-8/3-4 (FAO, 1987 cité par VOAHANGINIRINA BUREL . 1998). Cette portion renferme les principaux organes vitaux de l'animale. Les dix principaux appendices appelés périopodes s'y trouvent aussi.

L'abdomen : composé de six segments sans épines latérales et que le bord antérieur de chaque carapace est recouvert par la carapace du segment précédent. Sur la face ventrale se trouve les pléopodes.

Le telson : très pointu, termine le corps d'une crevette avec les uropodes.

Les postlarves se distinguent par la présence d'appendices abdominaux servant à la nage, horizontale ou la tête légèrement orienté vers le haut et adoptent la morphologie d'un adulte.

La reproduction, fécondation et ponte

Les *Penaeus monodon* sont hétérosexuels. Les femelles ont une taille plus grande que les mâles (TSENG et WEN YOUNG, 1987). La maturation se réfère au développement des gonades et à la maturité fonctionnelle des organes sexuels secondaires (PRIMAVERA in SEAFDEC, 1988).

La fécondation est en relation étroite avec les conditions du milieu en particulier la température et l'alimentation des géniteurs. Si toutes les conditions sont réunies, les ovocytes mûrissent rapidement et sont ensuite émis en même temps que les spermatozoïdes de la spermathèque. Mais, dans le cas contraire, les ovocytes ne se développent pas et seront rejetés par la femelle lors de la prochaine mue (CDCC, 2004).

ANNEXE N°3 : Cycle d'oxydation de la matière organique

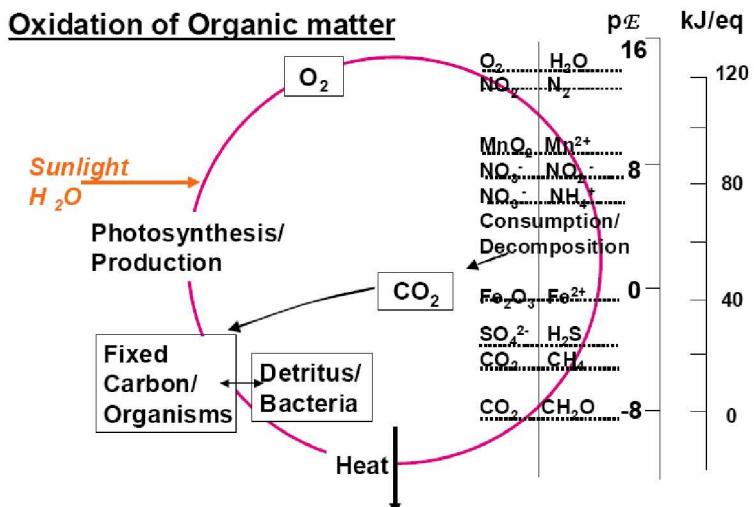
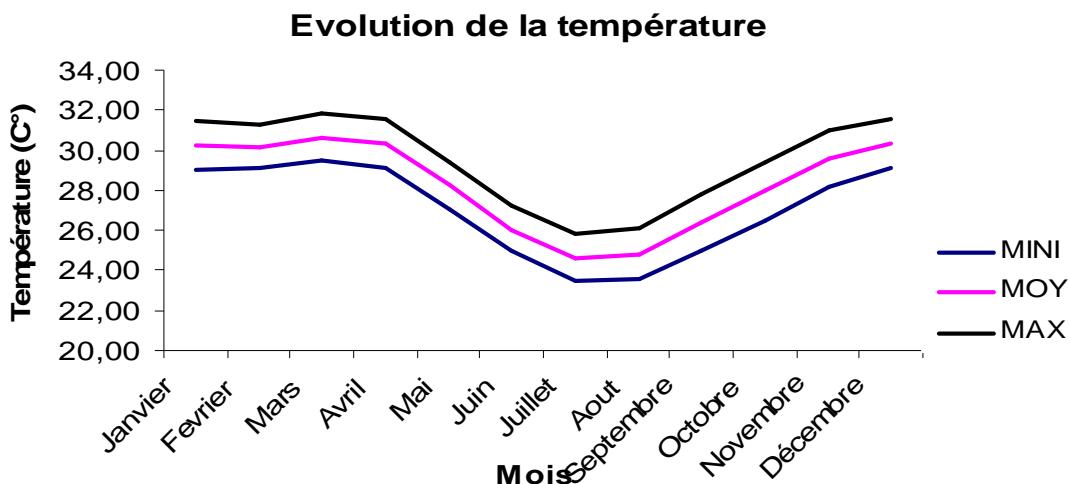


Fig. 6.6 – Séquence d'oxydation de la matière organique
- From: Stumm, W. and J. Morgan, 1981, *Aquatic Chemistry*, 2nd Ed.

Oxydation de la matière organique par les oxydes de Mn ou Fe – J. Boucher, site web 2000

ANNEXE N°4 : Tendance annuelle de l'évolution de la température (1996-2006)



Source : Elaboration propre de l'auteur, 2007

ANNEXE N°5: Résultats des analyses des paramètres physico-chimiques**Azote ammoniacal (mg/l)**

Points	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12	S13	S14	S15
B2	17,750	16,268	14,425	14,696	13,241	16,938	16,715	11,679	11,262	17,056	19,120	16,871	14,229	16,971	14,799
C2	49,572	40,284	39,521	35,911	36,317	48,590	31,300	44,437	35,031	46,562	51,184	42,827	52,257	56,924	44,974
P2	21,586	15,398	13,929	15,989	12,684	11,362	14,094	7,823	11,191	15,372	12,156	16,604	10,849	15,523	13,826

Nitrate (mg/l)

Points	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12	S13	S14	S15
B2	4,968	5,730	7,263	4,503	4,233	18,021	6,779	6,724	5,001	4,277	5,157	6,831	16,656	5,442	11,031
C2	3,809	4,040	5,307	4,990	10,156	8,432	5,472	6,380	2,894	3,548	6,202	4,303	4,602	3,965	9,705
P2	3,440	5,016	4,310	4,582	4,869	4,253	5,482	4,541	5,168	3,414	3,621	4,375	5,839	4,302	10,915

Nitrite (mg/l)

Points	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12	S13	S14	S15
B2	0,037	0,063	0,049	0,013	0,049	0,049	0,012	0,050	0,060	0,147	0,072	0,047	0,000	0,030	0,210
C2	0,149	0,036	0,074	0,000	0,000	0,024	0,012	0,049	0,073	0,228	0,061	0,000	0,015	0,091	0,059
P2	0,037	0,024	0,037	0,025	0,024	0,061	0,000	0,049	0,048	0,147	0,084	0,000	0,000	0,060	0,135

Orthophosphate (mg/l)

Points	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12	S13	S14	S15
B2	1,643	5,543	0,944	1,563	1,333	1,451	1,231	1,621	2,110	0,873	0,465	1,123	0,531	3,407	5,813
C2	5,555	5,379	3,836	4,269	4,609	4,242	3,279	2,642	3,131	1,942	4,052	4,481	12,223	4,681	8,641
P2	1,259	1,236	0,337	1,092	0,876	4,049	0,483	0,809	1,905	0,683	0,398	1,492	0,794	2,742	4,986

Phosphore total (mg/l)

Points	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12	S13	S14	S15
B2	2,977	1,682	1,999	2,952	1,400	2,179	1,854	2,886	2,644	2,177	1,981	1,912	1,649	1,850	1,291
C2	7,355	8,099	6,554	5,673	5,009	3,989	4,411	5,502	3,999	4,987	5,506	5,337	6,299	5,882	3,979
P2	2,087	7,000	2,100	1,981	1,262	1,632	1,850	1,670	2,026	1,938	1,249	1,618	3,215	1,941	0,841

Azote total (mg/l)

Points	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12	S13	S14	S15
B2	22,989	21,303	21,545	25,568	20,713	28,032	37,911	29,340	17,636	22,561	30,509	29,302	27,871	22,360	26,652
C2	40,236	35,680	42,274	42,947	42,428	58,406	56,820	49,067	41,716	50,602	57,409	46,362	48,249	65,076	44,582
P2	18,742	19,166	19,072	24,353	20,298	22,152	31,729	21,510	19,653	22,394	25,104	25,269	34,848	32,094	29,490

Matière organique du sédiment (% de masse)

Points	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12	S13	S14	S15
B2	1,884	1,658	1,976	1,994	1,720	1,588	1,846	1,962	2,264	1,960	2,148	2,150	2,180	2,050	1,843
C2	2,680	2,358	2,078	2,118	2,078	2,198	2,196	2,370	2,700	2,264	2,396	2,135	2,490	2,405	2,323
P2	1,638	1,828	1,782	1,668	1,568	1,420	1,582	1,654	1,696	1,772	1,744	1,705	2,155	1,745	1,880

Source : Auteur, 2007

ANNEXE N°6 : Résultats de dénombrement de la population microbienne

Résultat de dénombrement des vibronacées

Semaines	vibrio jaune B2	vibrio jaune C2	vibrio vert	vibrio vert luminescent
S1	6087	20323	2492	98
S2	7872	23417	1457	108
S3	17179	18851	2759	96
S4	17987	28196	2423	186
S5	15689	25368	3787	20
S6	14095	23828	2175	0
S7	14162	15016	2749	61
S8	11539	35077	1654	117
S9	17217	19902	3566	756
S10	19551	24486	2513	190
S11	20163	25802	842	41
S12	9053	20076	1723	708
S13	15981	24516	1488	349
S14	21423	30477	2982	449
S15	22851	30715	7405	0
S16	22049	18070	3335	288
S17	13956	30081	4490	165

Source : Auteur, 2007

Résultat de dénombrement de la flore totale mésophile

Semaines	B2	C2	P2
S1	1470879	2095517	1241291
S2	1483061	1654739	827068
S3	1703381	2493563	2002487
S4	1895490	2272626	1164218
S5	1336711	2901451	2164235
S6	1069611	2354573	1131805
S7	1748589	2224491	1641667
S8	1813700	4227340	1202353
S9	2061354	2542964	2152161
S10	1751061	2099494	1775831
S11	1279585	2371115	1014567
S12	1087985	1816202	1175161
S13	1316787	1572012	1144309
S14	1178674	1460095	696998
S15	1819755	2005956	1846869
S16	1976347	1804058	2381503
S17	1041003	2191250	1152976
S18	1407081	1765246	1003505

Source : Auteur, 2007

ANNEXE N°7 : Résultats des mesures des paramètres spontanés (ie mesures sur terrain)
Potentiel rédox (mV)

Semaines	B1	B2	C1	C2	P1	P2
S4	349,4	13,5	288,1	-48,1	302,3	77,0
S5	312,5	10,8	248,8	-42,6	284,0	-1,7
S6	298,7	18,3	273,8	-36,0	290,3	11,5
S7	277,4	24,6	263,1	-16,3	274,4	28,8
S8	282,1	22,1	268,7	-37,8	270,6	41,2
S9	262,5	34,1	261,2	-5,7	259,6	47,4
S10	298,3	76,1	296,8	40,1	297,4	59,3
S11	273,8	28,6	258,2	15,6	256,6	59,3
S12	269,6	38,0	247,2	12,0	252,9	43,0
S13	273,7	36,4	295,7	-34,9	257,6	62,3
S14	249,9	16,4	260,1	-6,5	285,4	39,0
S15	248,5	1,2	198,1	-15,4	209,9	17,3
S16	214,6	21,4	214,8	0,4	218,0	20,5
S17	247,4	7,5	247,4	-23,2	247,9	41,6
S18	233,4	25,7	236,1	-17,5	235,3	36,8

pH

Semaines	B1	B2	C1	C2	P1	P2
S4	8,52	7,37	8,69	7,73	8,43	7,27
S5	8,42	7,43	8,34	7,61	8,50	7,21
S6	8,53	7,41	8,51	7,46	8,56	7,37
S7	8,45	7,52	8,47	7,43	8,48	7,33
S8	8,52	7,50	8,54	7,54	8,59	7,31
S9	8,51	7,57	8,50	7,34	8,52	7,29
S10	8,51	7,36	8,37	7,41	8,42	7,27
S11	8,54	7,62	8,51	7,45	8,55	7,22
S12	8,53	7,42	8,58	7,54	8,57	7,32
S13	8,49	7,13	8,52	7,40	8,49	7,02
S14	8,30	7,31	8,23	7,53	8,33	7,00
S15	8,56	7,36	8,48	7,29	8,60	7,10
S16	8,62	7,22	8,59	7,24	8,67	6,99
S17	8,49	7,20	8,49	7,45	8,52	6,83
S18	8,36	7,11	8,37	7,37	8,32	6,64

Epaisseur des sédiments (cm)

Semaines	B2	C2	P2
S4	1,0	10,7	1,8
S5	3,0	10,9	6,1
S6	2,3	16,0	5,2
S7	2,7	12,7	4,0
S8	3,2	9,8	3,7
S9	2,4	12,5	2,7
S10	1,9	12,0	3,1
S11	3,1	15,3	3,5
S12	2,3	12,0	3,8
S13	3,5	11,3	3,8
S14	2,3	10,9	3,0
S15	0,9	8,1	2,7
S16	2,7	8,7	2,1
S17	2,3	3,6	1,9
S18	2,3	0,0	0,7

Oxygène dissous (mg/l)

Semaines	B1	C1	P1
S1	5,34	5,15	5,52
S2	5,02	5,53	5,24
S3	4,96	4,44	4,98
S4	4,80	4,60	4,96
S5	5,84	5,86	6,12
S6	4,76	4,90	5,02
S7	5,14	4,78	5,37
S8	5,04	5,14	5,40
S9	5,08	4,98	5,22
S10	5,14	5,06	5,28
S11	4,89	4,68	4,87
S12	5,15	5,18	5,31
S13	4,73	4,78	5,15
S14	4,45	4,30	4,75
S15	5,03	4,58	4,90
S16	4,67	4,57	4,70
S17	4,80	4,37	4,93
S18	4,70	3,85	4,60

Température (°C)

B1	C1	P1
24,2	24,3	24,7
23,0	23,5	23,0
25,1	25,2	25,5
23,5	24,5	24,5
25,1	25,4	25,6
25,4	25,6	25,4
24,5	24,7	25,2
26,9	26,0	26,3
22,8	22,9	22,6
24,6	23,9	23,8
26,5	26,9	26,6
25,8	26,4	26,5
26,0	25,8	25,9
26,9	27,0	26,6
26,9	27,0	26,9
29,2	28,9	29,0
24,6	24,7	24,4
27,7	27,6	27,5

Sources des tableaux ci-dessus : Auteur, 2007

ANEXE N°8 : Milieu de culture

TCBS (DIFCO) : Thiosulfate Citrate Bile Saccharose. Milieu sélectif de la flore vibrionacée

Peptone	: 10 g
Extrait de levure	: 5 g
Citrate de sodium	: 10 g
Thiosulfate de sodium	: 10 g
Chlorure de sodium	: 10 g
Bile de bœuf	: 8 g
Citrate ferrique	: 1 g
Saccharose	: 20 g
Bleu de bromothymol	: 0.04 g
Bleu de thymol	: 0.04 g
Agar	: 14 g

Porter à ébullition, ne pas autoclaver.

Source : VOAHANGINIRINA, 1997

Marine Agar : Milieu de culture de la flore marine hétérotrophe totale

Marine Broth	: 33.5 g
Agar	: 16 g
Eau distillée	: 1 litre

Bain marie à 100°C, sous agitation permanente pendant 30 minutes.

Ajuster le pH à froid pour obtenir 7, 6-7, 8 (à chaud 7, 2-7, 4)

Autoclaver à 121°C, 2 bars pendant 20 minutes

Couler le milieu en boites de pétri sous un hotte à flux laminaire.

ANNEXE N° 9 : Résultats de dénombrement du plancton

Zooplancton (cellules/ml)

SEMAINES	ROTIFERES	COPEPODES	CLADOCERES	NAUPLIIS	ŒUFS	EUPLOTES	TINTINIDES	CILIES	AUTRES
S1	3	0	2	0	0	0	0	0	0
S2	0	1	1	0	0	0	0	0	0
S3	9	14	3	0	0	0	0	0	1
S4	727	3	2	0	14	0	0	0	0
S5	0	1	0	0	0	0	2	0	0
S6	1	2	11	0	1	0	0	0	0
S7	0	8	113	1	0	0	0	4	0
S8	0	1	3	0	0	0	0	0	0
S9	0	14	139	0	0	0	0	0	0
S10	0	14	59	0	0	0	0	0	1
S11	0	0	0	0	0	0	0	0	0
S12	0	1	1	0	0	0	0	0	0
S13	0	0	0	0	0	0	0	0	0
S14	0	0	0	2	0	0	0	0	0
S15	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Source : Auteur, 2007

Phytoplancton (cellules/ml)

Espèces	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12	S13	S14	S15	S16	S17
BLEU GREEN (x 1000)	401	159	172	89	194	165	123	106	205	148	135	280	157	122	299	295	269
DIATOMES (x100)	24	7	53	69	3	84	1	3	103	37	2	1	1	1	0	1	3
FLAGELLEES (x10)	2318	1497	1165	664	998	54	222	2101	997	327	485	555	208	0	139	694	0

Source : Auteur, 2007

ANNEXE N°10 : Fiches d'enregistrement des données brutes pour un bassin (élaboration propre de l'auteur)
Phytoplancton

DATE	BLUE GREEN		DIATOMES							FLAGELLEES	
	Anab/na	Autres 1	Chaeto	Navi/la	Nitzch	Gyro Σ	Thal/ra	Amphi/ra	Autres 2	Dinof/lées	ô Fl/lées

Anab/na : Anabéana

Autres 1 : Autres cyanophycées

Chaeto : Chaetoceros

Navi/la : Navicula

Nitzch : Nitzschia

Gyro Σ : Girosgymma

Thal/ra : Thalassiocira

Amphi/ra : Amphiphora

Autres 2 : Autres Diatomés

Dinof/lées : Dinoflagellées

O Fl/lées : Autres Flagellées

Zooplancton

DATE	ROTIFERES	COPEPODES	CLADOCERES	NAUPLIIS	ŒUFS	EUPLOTES	TINTINIDES	CILIES	AUTRES

Benthos

DATE	PLAQUETTES		ZOOPLANCTONS				PHYTOPLANCTONS			SEDIMENT	
	POINTS	NUM	Zoot	Tinti	Polype	Iyngbia	BG	Diato	Fl/lées	Boue	Lab2
	B	1									
	B	2									
	B	3									
	C	1									
	C	2									
	C	3									
	P	1									
	P	2									
	P	3									

NUM : numéro des plaquettes

Zoot : Zoothamnium

Tinti : Tintinidées

Polype : larves des cnidaires

BG : blue green

Diato : Diatomées

Fl/lées : Flagellées

Lab2 : Lab Lab (estimé en quartier)

L'épaisse couche de sédiment et/ou de lab lab sur les plaquettes rend la lecture de ces dernières très difficiles et imprécises.

Microbiologie

Date	Points d'Ech/on	Poids de l'Ech/on	TCBS				ZOBELL		
			Dilution	Jaunes	Vertes	Vert Lum	Dilution	CFU (24h)	CFU (48h)
	Berge								
	Caniveau								
	Plateforme								
	Berge								
	Caniveau								
	Plateforme								
	Berge								
	Caniveau								
	Plateforme								

Ech/on : Echantillon

TCBS : Thiosulfate Citrate Bile Saccharose

Vert lum : Vert luminescent

Paramètres physico-chimiques

Date	Echantillons	Rédox	pH	O2	Pds µen	Age	MES et MO Eau					ABSORBANCE et CONCENTRATION					MOS	Observations
							cap	Vol	Pds vide	Pds 150	Pds 550	N-NH3	N-NO3-	N-NO2-	P-PO43-	P-PT		
Std	Std 1																Eau	
	Std 2																	
	Std 3																	
	Std 4																	
	Std 5																	
	Std 6																	
	Eau	B																
		C																
		P																
	Sol	B																
		C																
		P																

Std : Solution standard

B : Berge

P : Plateforme

C : Caniveau

O₂ : Oxygène dissout

Pds µen : poids moyen

Cap : Capsule

Vol : Volume

Pds : Poids

MOS : Matière organique du
sédiment

N-NH3 : Azote ammoniacal

N-NO3 : Nitrate

N-NO2 : Nitrite

P-PO4: Orthophosphate

PT: Phosphore total

NT: Azote total

MES: Matière en suspension

Source des fiches d'enregistrement ci-dessus : Auteur, 2007

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION GENERALE.....	1
PARTIE I : CONTEXTE ACTUEL DES AQUACULTEURS CREVETTICOLES ET PROBLEMATIQUES	2
1 Monographie du site	2
1.1 Localisation	2
1.2 Climat.....	2
1.3 Population.....	3
1.4 Environnement économique.....	3
2 Présentation de la Société (Aqualma).....	4
2.1 Historique	4
2.2 Production.....	5
3 Biologie des <i>Penaeus monodon</i>	5
3.1 Taxonomie	5
3.2 Morphologie externe	6
3.3 Cycle de développement	6
3.3.2 Postlarves	6
3.3.3 Juvéniles	6
3.3.4 Adulte	7
4 Elevage des crevettes	7
4.1 Objectifs	7
4.2 Différents types d'élevage.....	8
4.3 Techniques d'élevage.....	8
4.3.1 Caractéristiques du sol.....	9
4.3.2 Préparation du bassin.....	9
4.3.2.1 Traitements postvidange	9
4.3.2.2 Préparation du fond	10
4.3.2.3 Assec et curage des caniveaux	10
4.3.2.4 Labour.....	11
4.3.2.5 Chaulage	11
4.3.2.6 Traitement des cadres et boîtes des moines	12
4.3.2.7 Mise en eau et fertilisation de démarrage	12
4.3.3 Gestion de l'eau et de l'alimentation.....	12
4.3.3.1 Gestion de l'eau.....	12
4.3.3.2 Gestion d'alimentation.....	14
4.3.3.3 Suivi des paramètres d'élevage	15
5 Contexte actuel et problématique	16
6 Notion sur l'Interface Eau-sédiment et du potentiel.....	17
6.1 Interface eau-sédiment	17
6.1.1 Définitions	17
6.1.2 Types de dépôts.....	17
6.1.3 Genèse de la couche des sédiments.....	18
6.2 Potentiel d'oxydoréduction (redox)	19
6.2.1 Définitions	19
6.2.2 Caractéristiques de la réaction redox	21

PARTIE II EXPERIMENTATION – MATERIELS ET METHODES.....	23
1 Déroulement de l’investigation	23
1.1 Imprégnation.....	23
1.2 Préparation.....	23
1.2.1 Conception du matériel de prélèvements (le tube de carottage)	24
1.2.2 Test d’efficacité des matériels et du protocole	25
1.2.3 Choix des points de prélèvements.....	25
1.2.4 Elaboration du protocole de recherche	26
1.3 Expérimentation.....	26
1.4 Besoin en personnel	27
2 Matériels et méthodes	27
2.1 Matériels et méthodes de prélèvements	27
2.1.1 Eau du fond et interface eau-sédiment	27
2.1.1.1 Matériels	27
2.1.1.2 Méthodes.....	28
2.1.2 Colonne d’eau	28
2.1.2.1 Matériels	28
2.1.2.2 Méthodes.....	29
2.1.3 Organismes benthiques.....	29
2.1.3.1 Matériels	29
2.1.3.2 Méthodes.....	29
2.2 Matériels et méthodes de mesure des paramètres sur terrain	30
2.2.1 Stratification.....	30
2.2.2 Oxygène dissous et température	30
2.2.3 Potentiel d’oxydoréduction et pH	30
2.3 Matériels et méthodes de mesure au laboratoire.....	32
2.3.1 Matière en suspension (g /ml), Matières organiques eau (MOE) et Matières organiques sol (MOS)	32
2.3.4 Paramètres chimiques.....	33
2.3.4.1 Nitrite et Nitrate.....	33
2.3.4.3 Ammoniaque et Orthophosphate.....	33
2.3.4.5 Azote total et Phosphore total	34
2.3.5 Analyses microbiologiques du sédiment	36
2.3.5.1 Type de milieu de culture	36
2.3.5.2 Condition et méthode de culture	36
2.3.6 Analyse biologique.....	37
2.3.6.1 Dénombrement du phytoplancton	37
2.3.6.2 Zooplancton	38
3 Avantages, inconvénients et limites de la méthodologie d’approche.....	39
3.1 Avantages	39
3.2 Inconvénients	39
3.3 Limites.....	40
PARTIE III : ANALYSES DES RESULTATS ET DISCUSSIONS	41
1 Typologie de l’interface eau-sédiment	41
2 Localisation et origine de la couche interface eau-sédiment	42
3 Aspect physique de l’interface eau-sédiment.....	43
4 Caractéristiques de l’interface eau-sédiment.....	44

4.1 Paramètres physiques.....	44
4.1.1 Potentiel redox et pH.....	44
4.1.2 Potentiel d'hydrogène (pH)	45
4.1.3 Oxygène dissous et température	46
4.1.4 Epaisseur de la couche de sédiments.....	47
4.2 Paramètres microbiologiques	48
4.3 Paramètres chimiques.....	49
4.4 Organismes benthiques (sessiles)	54
5 Dynamique et évolution de l'interface eau-sédiment	56
5.1 Potentiel redox et du pH.....	56
5.2 Epaisseur de la couche de sédiments	59
5.3 Matières organiques du sol.....	60
5.4 Population microbienne du sol	61
5.5 Evolution des paramètres physico-chimiques	62
6 Discussion	64
7 Proposition d'amélioration et plan d'aménagement	66
7.1 Plan et emplacement des bassins	66
7.2 Préparation des bassins.....	67
7.3 Conduite de l'élevage.....	68
7.3.1 Gestion de l'eau	68
7.3.2 Gestion d'aliment	69
7.3.4 Utilisation des produits chimiques	70
7.4 Comportement du personnel.....	70
CONCLUSION GENERALE	71
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	73
ANNEXES	

