

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche
Scientifique
Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene
Faculté des Sciences Biologiques



MEMOIRE

Présenté pour l'obtention du diplôme de Magister

En: Sciences Biologiques

Spécialité : Ecosystèmes Aquatiques Continentaux

Par

Nouara BOUDJEMA

Sujet

**Variation spatio-temporelle de la communauté
microbienne des eaux du barrage de
Boukourdane en relation avec les paramètres
environnementaux**

Soutenu le 27/10/2007 devant les jury composé de :

M ^r R. BOUHADDAD	Professeur de l'U.S.T.H.B.	Président
M ^r A. ARAB	Maître de Conférences de l'U.S.T.H.B.	Rapporteur
M ^r H. HACENE	Professeur de l'U.S.T.H.B.	Examineur
M ^r N. SABAOU	Professeur de ENS de KOUBA	Examineur
M ^r S. AMRANI	Chargée de Cours de l'U.S.T.H.B.	Examineur
M ^r F.DARCHAMBEAU	Attaché de Recherche, Université de Namur, Belgique	Invité

Remerciements

Ce travail de magister a été réalisé au niveau des laboratoires « HURBAL » laboratoire d'hygiène urbaine d'Alger de Bab El oued sous la direction de Mme Hakem et du «Laboratoire d' Ecologie Animale » de FSB au niveau de l'U.S.T.H.B sous la direction de Monsieur Arab.

Le travail de recherche présumé dans ce mémoire n'aurait pu être réalisé sans les conseils, l'aide et le soutien amical dont j'ai pu bénéficier de la part de nombreuses personnes. Je leur exprime ici toute ma gratitude.

Je tiens à exprimer toute ma reconnaissance à Monsieur Arab A. de m'avoir encadrer pour effectuer ce travail et prodiguer de nombreux conseils et critiques lors de ce travail.

Je remercie vivement les personnes qui ont accepté de juger ce travail : Monsieur Bouhadad, professeur à l'U.S.T.H.B pour nous avoir fait l'honneur de présider le jury. Monsieur Hacene H., professeur à l'USTHB, Monsieur Amrani S. chargé de cours à l'U.S.T.H.B. et Monsieur Sabaou N., professeur en Microbiologie de l'ENS à Kouba.

Je remercie tout particulièrement Madame Hakem K. chef du laboratoire (HURBAL) au niveau de l'établissement d'hygiène urbaine d'Alger, de m'avoir accueilli au sein dans son laboratoire et pour tous les moyens qu'elle a mis à ma disposition. Mes vifs remerciements vont aussi à toute l'équipe de ce laboratoire.

Mes sincères remerciements sont aussi adressés à Monsieur Bougara, le directeur du laboratoire d'hydrologie au niveau de l'A.N.R.H. pour son aide concernant les données sur le barrage de Boukourdane.

Je remercie profondément Monsieur Abderrahmani A. pour les efforts déployés pour m'aider de même que pour Mme Kharbouche O., Madame Kabeche N., et Madame Cherbi M. pour leurs précieux conseils. Par ailleurs, je tiens à remercier toute l'équipe du laboratoire de zoologie et d'écologie Animale pour leur soutien.

Je remercie également Monsieur Darchambeau F. attaché de recherche à l'Université de Namur pour son aide précieuse et la bonne orientation dans le traitement statistique.

Je ne peux oublier toutes les personnes avec qui j'ai partagé de merveilleux moments. Je leur dis un grand merci pour leur soutien durant les moments difficiles. Il m'est impossible de les nommer toutes.

Je remercie mes parents et ma famille pour tout ce qu'ils ont fait pour moi, l'éducation que j'ai reçu de leur part et leur compréhension de mon absence auprès d'eux durant les moments difficiles. Je leur dédie ce travail de Magister.

Tables des Figures

Chapitre 1

Figure 1: Localisation du barrage de Boukourdane par rapport à la plaine de Mitidja	3
Figure 2 : Localisation géographique du bassin versant du site du barrage de Boukourdane....	4
Figure 3: Carte géologique du site d'étude (Chenoua –Tipaza).....	6
Figure 4: Côte de la retenue du barrage de Boukourdane avec le niveau de la retenue normale (RN) et le niveau bas (Bartardeau) de la retenue (A.N.B.T., 2002).....	7
Figure 5: Evaluation mensuelle de la capacité du barrage de Boukourdane pour la période de juin 2006 à mai 2007.....	8
Figure 6: Diagramme ombrothermique établi pour notre région d'étude.....	9
Figure 7: Localisation du barrage de Boukourdane sur le Climatogramme pluviométrique d'Emberger.....	10
Figure 8: Vue globale de la flore du barrage de Boukourdane.....	11
Figure 9: Vue générale de l'avifaune du barrage de Boukourdane.....	11
Figure10: Vue d'ensemble des activités agricoles pratiquées le long des rives du barrage de Boukourdane.....	12
Figure 11 : Activité du pâturage pratiquée sur les rives du barrage de Boukourdane.....	12
Figure 12: Utilisation des eaux de barrage de Boukourdane pour la période de juin 2006 à mai 2007.....	13
Figure 13 : Localisation des six stations étudiées sur le barrage de Boukourdane.....	14
Figure n° 14 : Vue d'ensemble de la station 1 avec construction sportive (a), des terrains agricoles (b) et la confluence de l'oued Menacer.....	15
Figure 15 : Vue générale de la station 2 avec des habitations abandonnées (a), des terrains agricoles (b) et le pâturage (c).....	16
Figure16 : Vue générale de la station 3 avec une faible ceinture végétale et pompage pour l'irrigation.....	16
Figure17 : Vue générale de la station 4 avec une intense ceinture végétale.....	17
Figure 18: Vue générale de La station 5 avec la tour de prise.....	17
Figure19: Vue générale de la station 6 avec les habitations (a) et le pompage pour l'irrigation (b).....	17

Chapitre II

Figure. 20: Principaux germes constitutifs de la flore microbienne de l'eau	22
Figure 21: Arbre phylogénique universel (Woese et al., 1990).....	23

Chapitre IV

Figure 22 : Variation mensuelle de la température par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b).....	39
Figure 23: Variation mensuelle du pH par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations étudiées (b).....	40
Figure 24: variation mensuelle du potentiel redox par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b).....	41
Figure 25: Variation mensuelle de la conductivité par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b).....	42

Figure 26 : variation mensuelle de la transparence par station (a) et en fonction de la profondeur des stations (b).....	43
Figure 27 : variation mensuelle du taux d'oxygène par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b).....	44
Figure 28: Variation mensuelle des MES par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b).....	45
Figure 29: Variation mensuelle de la demande biologique en oxygène (DBO ₅) par station étudiée(a) et en fonction de la profondeur des stations (b).....	46
Figure 30: Variation mensuelle de la chlorophylle « a » par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b).....	47
Figure 31: Variation mensuelle du chlorure (cl-) par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b).....	48
Figure 32: Variation mensuelle du carbonate par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b).....	48
Figure 33:Variation mensuelle des nitrates par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b).....	49
Figure 34:Variation mensuelle des nitrites par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b).....	50
Figure 35:Variation mensuelle des phosphates par station (a) et en fonction de la profondeur des stations (b).....	51
Figure 36:Variation mensuelle du calcium par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b).....	52
Figure 37:Variation mensuelle du magnésium par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b).....	52
Figure 38: Evaluation mensuelle des germes totaux (a) et en fonction des stations étudiées (b).....	54
Figure 39:Evaluation mensuelle des coliformes totaux (a) et en fonction des stations étudiées (b).....	55
Figure 40:Evaluation mensuelle des coliformes fécaux (a) et en fonction des stations étudiées (b).....	56
Figure 41 : Evaluation mensuelle <i>Escherichia coli</i> (a) et en fonction des stations étudiées (b).....	57
Figure 42: Evaluation mensuelle des Entérocoques (a) et en fonction des stations étudiées (b).....	58
Figure 43: Evaluation mensuelle des Clostridium (a) et en fonction des stations étudiées (b).....	59
Figure 44: <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , sur une boîte de culture (a) et observer au microscope photonique (x40)(b).....	60
Figure 45: Evaluation mensuelle des levures et moisissures (a) et en fonction des stations étudiées (b).....	61
Figure 46 : Evaluation mensuelle des cyanobactéries (a) et en fonction des stations étudiées (b).....	62
Figure 47: Abondance relative de la flore microbienne dans l'eau du barrage.....	63
Figure 48 : Abondance des différents groupes de bactéries par station sur un cycle annuel. a) Germes totaux, b) coliformes totaux, c) coliformes fécaux, d) <i>E. coli</i> , e) Entérocoques, f) Clostridium.....	63
Figure 49 : Evaluation des Germes totaux en fonction de la profondeur dans les différentes stations étudiées durant les mois de juin 2006, avril 2007 et mai 2007.....	66
Figure 50 : Evaluation des coliformes totaux en fonction de la profondeur dans les différentes stations étudiées durant les mois de juin 2006, avril 2007 et mai 2007.....	66

Figure 51 : Evaluation des coliformes fécaux en fonction de la profondeur dans les différentes stations étudiées durant les mois de juin 2006, avril 2007 et mai 2007.....	67
Figure 52: Evaluation d' <i>Escherichia coli</i> en fonction de la profondeur dans les différentes stations étudiées durant les mois de juin 2006, avril 2007 et mai 2007.....	67
Figure 53 : Densité des coliformes par deux méthodes (Filtration membraneuse et NPP).....	69
utilisées et obtenus pour nos stations durant trois d'études (juin 2006, avril 2007 et mai 2007)	
Figure 54: Etude comparative entre deux méthodes NPP et filtration sur membrane par le test Student ($p < 0,05$) et la droite de régression, a) coliformes totaux, b) Coliformes fécaux. c) <i>Escherichia coli</i>	70
Figure 55: Ordination des variables physico-chimiques à partir des valeurs obtenues sur les six stations étudiées sur une année d'étude le long deux axes principaux après l'analyse en composante principale.....	71
Figure 56: Ordination des variables microbiologiques (Germes totaux, coliformes totaux, coliformes fécaux, <i>E. coli</i> , Entérocoques, Clostridium, levure et moisissures) à partir des valeurs obtenues sur les six stations étudiées sur une année d'étude le long deux axes principaux après l'analyse en composante principale.....	72
Figure 57: Ordination des variables physico-chimiques et microbiologiques à partir des valeurs obtenues sur les six stations étudiées sur une année d'étude le long des deux axes principaux après l'analyse en composante principale ; 1) la flore bactérienne avec la conductivité, le pH, le chlore et la conductivité, 2) la flore bactérienne avec les sels minéraux.....	74
Figure 58 : Ordination des variables physico-chimiques et microbiologiques à partir des valeurs obtenues sur les six stations étudiées sur une année d'étude le long deux axes principaux après l'analyse en composante principale 3) les coliformes avec les matières en suspensions.....	74
Figure 59: Ordination des variables physico-chimiques et et les champignons (levure et moisissure), à partir des valeurs obtenues sur les six stations étudiées sur une année d'étude le long deux axes principaux après l'analyse en composante principale.....	76
Figure 60: Ordination des variables physico-chimiques et des cyanobactéries (<i>Oscillatoria</i> et <i>Spirulina</i>) avec les sels nutritifs (le phosphore et carbonates) à partir des valeurs obtenues sur les six stations étudiées sur une année d'étude le long deux axes principaux après l'analyse en composante principale.....	77
Figure 61 : Relation entre les paramètres bactériologiques ; Coliformes fécaux (a), <i>E. coli</i> (b) les Entérocoques (c) et les Clostridium (d) et un paramètre physique, (la précipitation) sur les six station étudiées pendant 12 mois. Chaque point représente une moyenne géométrique des valeurs mesurées lors de chaque campagne.....	78
Figure 62 : Relation entre les paramètres bactériologiques ; <i>E. coli</i> , Clostridium et les Entérocoques avec des paramètres physico-chimiques (la conductivité (a,b)), le potentiel redox (c,d) et la DBO ₅ (e)) sur les six station étudiées pendant 12 mois. Chaque point représente une moyenne géométrique des valeurs mesurées lors de chaque campagne.....	79
Figure 63 : Transfert bactérienne sol/eau.....	81
Figure 64 : Relation des bactéries avec quelques paramètres physico-chimiques et organiques (matière organique, nitrite, nitrates et ammoniac).....	82
Figure 65 : Principaux flux de la matière dans les écosystèmes aquatiques.....	83
Figure 66: Cycle de carbone avec la boucle microbienne.....	84
Figure 67: Cycle d'azote en relation avec la population bactérienne.....	84
Figure 68: Cinétique de croissance d'une population bactérienne.....	85
Figure 69 : Relation entre les différents facteurs environnementaux et la dynamique microbienne.....	86

Tables des Tableaux

Tableau 1 : Paramètres du barrage.....	5
Tableau 2 : Apports (hm^3), volume (hm^3) et précipitations (mm) mensuels du barrage.....	8
Tableau 3 : Moyennes mensuelles des T°maximales (M°C), minimales (m°C) et annuelle (Tmoy) et des précipitation (Pmm) sur une période de dix ans (1996-2005) dans notre région d'étude.....	9
Tableau 4 : Utilisation des eaux de barrage en eau potable (E.P hm^3) et pour l'irrigation (I.R.R hm^3) de Boukourdane.....	13
Tableau 5 : Caractéristiques des stations d'étude.....	14
Tableau 6 : Les différents points communs aux bactéries et aux algues phytoplancton	23
Tableau 7 : Normes des eaux destinées à la consommation.....	24
Tableau 8: Qualité microbiologique requise pour les eaux de baignade (a) et projet de normes européennes de qualité microbiologique des eaux de baignade (b) (^a qu'il faut s'efforcer de respecter, ^b à ne jamais dépasser).....	24
Tableau 9: Classification de la qualité bactériologique eaux de surface pour la baignade.....	25
Tableau 10: Qualité microbiologique requise pour les eaux destinées à l'irrigation.....	25
Tableau 11 :Calendrier des prélèvements et caractéristiques climatiques pour chaque prélèvement.....	26
Tableau 12: Méthodes de mesures des sels nutritifs.....	30
Tableau 13 : Classe de qualité des eaux de surface (A.N.R.H., 2007).....	55
Tableau 14 : Abondance des différents groupes bactériens durant un cycle annuel (2006/2007).....	64

SOMMAIRE

Tables des Figures	
Tables des Tableaux	
Introduction	1

Chapitre I : Présentation générale du barrage

1. Localisation et description du barrage.....	3
2. Bassin versant	4
3. Caractéristiques du barrage.....	5
4. Topographie, Géologie et Dépôts de surface.....	5
5. Historique du barrage.....	7
6. Ensemencement du barrage.....	7
7. Capacités du barrage.....	8
8. Caractéristiques climatiques.....	8
8.1. Moyenne annuelle et mensuelle des températures et des précipitations.....	9
8.1.1 Diagramme ombrothermique.....	9
8.1.2 Quotient pluviométrique d'Emberger.....	10
9. Faune et flore du barrage.....	11
9.1. Flore.....	11
9.2. Faune aquatique.....	11
10. Rives du barrage.....	11
10.1. Activités agricoles.....	11
10.2. Pâturage.....	12
11. Les eaux de barrage.....	12
11.1. Approvisionnement en eau potable.....	12
11.2. Prélèvements agricoles.....	12
11.3. Activité nautique.....	13
12. Choix du site.....	13
12.1. Choix et localisation des stations.....	13
12.2. Description des stations.....	15

Chapitre II : Bactéries influant sur la qualité de l'eau

1. Les principaux groupes	18
1.1. Germes totaux.....	18
1.2. Coliformes totaux.....	18
1.3. Coliformes fécaux.....	18
1.4. <i>Escherichia coli</i>	19
1.5. Entérocoques.....	19
1.6. Staphylocoques.....	20
1.7. Salmonelles et Shigelles.....	20
1.8. Clostridium sulfito-reduteur.....	20
1.9. Vibrions.....	21
1.10. Champignons (levures et moisissures).....	21
1.11. Cyanobactéries.....	21
2. Qualité des eaux du lac de barrage.....	24

2.1. Qualité microbiologiques.....	24
2.1.1. Critère pour la consommation en eau potable.....	24
2.1.2. Critère pour la baignade.....	24
2.1.3. Critère pour l'irrigation.....	25
2.2. Qualité physico-chimique.....	25

Chapitre III : Matériel et Méthodes

1. Période de suivi et l'échantillonnage.....	26
2. Mode d'échantillonnage.....	26
2.1. Surface.....	26
2.2. Fond.....	26
3. Traitement des échantillons.....	27
3.1. Paramètres physico-chimiques.....	27
3.1.1. Température.....	27
3.1.2. Conductivité.....	27
3.1.3. Potentiel redox.....	28
3.1.4. Potentiel hydrogène (pH).....	28
3.1.5. Oxygène dissous.....	28
3.1.6. Transparence.....	28
3.1.7. Demande biochimique en oxygène (DBO ₅).....	28
3.1.8. Matières en suspension (MES).....	28
3.1.9. Chlorophylle « a ».....	29
3.1.10. Sels minéraux.....	30
3.2. Paramètres microbiologiques.....	30
3.2.1. Dénombrement des germes totaux.....	30
3.2.2. Dénombrement des coliformes totaux, fécaux et <i>Escherichia coli</i>	31
1. Méthode NPP.....	31
2. Filtration sur membrane.....	32
2.1. Dénombrement des coliformes (totaux, fécaux).....	32
2.1.1. Test de confirmation.....	33
2.1.2. Identification des coliformes.....	33
3.2.3 Recherche d'Entérocoques par filtration sur membrane.....	36
3.2.4. Recherche des Staphylocoques.....	36
3.2.5 Recherche des Clostridium sulfito-réducteurs.....	36
3.2.6. Recherche des Salmonelles et Shigelles.....	37
3.2.7. Recherche des Vibrions.....	37
3.2.8. Recherche des champignons (Levures et moisissures).....	37
3.2.9. Recherche des Cyanobactéries.....	38
4. Approche statistique multidimensionnelle.....	38
4.1. Abondance et l'abondance relative.....	38
4.2. Comparaison entre deux tests bactériologiques par Student.....	38
4.3. Analyse des composantes principales (ACP).....	38
4.4. Test de droite de régression.....	38

Chapitre IV : Résultats et discussion

IV.1 Paramètres physico-chimiques.....	39
1.1. Température.....	39

1.2. Potentiel d'hydrogène.....	40
1.3. Potentiel redox.....	40
1.4. Conductivité.....	41
1.5. Transparence.....	42
1.6. Oxygène dissous.....	43
1.7. Matière en suspension (MES).....	44
1.8. Demande biologique en oxygène DBO ₅	45
1.9. La Chlorophylle « a ».....	46
1.10. Chlorure.....	47
1.11. Carbonate.....	48
1.12. Nitrates NO ₃ ⁻	49
1.13. Nitrites NO ₂ ⁻	49
1.14. Orthophosphates.....	50
1.15. Calcium.....	51
1.16. Magnesium.....	52
IV. 2. Qualité physico-chimique.....	53
IV.3. Paramètres microbiologiques.....	53
3.1. Germes totaux.....	53
3.2. Coliformes totaux.....	54
3.3. Coliformes fécaux.....	55
3.4. <i>Escherichia coli</i>	56
3.5. Entérocoques.....	57
3.6. Clostridium.....	58
3.7. Salmonelles, Shigelles et <i>Vibrions</i>	59
3.8. Champignons (Levures et moisissures).....	59
3.9. Cyanobactéries.....	62
IV.4. Abondance relative annuelle.....	63
IV.5. Qualité bactériologique.....	64
V. Etude de la distribution verticale de flore bactérienne.....	64
VI. Etude comparative de deux méthodes de dénombrement des bactéries (NPP et Filtration sur membrane) par le test Student.....	68
VII. Approche statistique multidimensionnelle.....	71
VII.1 Analyse des composantes principales.....	71
VII.2.Relation entre la flore bactérienne et quelques facteurs environnementaux.....	77
VIII. Discussion.....	80
Conclusion.....	87
Références bibliographiques	

Introduction

La connaissance de la variation des composantes des écosystèmes aquatiques est nécessaire pour comprendre les mécanismes de leur fonctionnement (CEAEQ, 2000) mais aussi d'assurer la protection de l'environnement et de la durabilité des ressources en eaux. Cette dernière est devenue une matière indispensable pour répondre aux différents fonctionnements établis par l'homme (Salghi, 2005).

L'Algérie est l'un des pays où la disponibilité de l'eau est limitée alors que les besoins sont en forte croissance par l'explosion démographique, le développement industriel et agricole ainsi que la sécheresse (Tabet Helal et Ghellai, 2004). Pour faire face à cette pénurie, la construction de barrages semble être la solution la plus adaptée pour répondre aux différents besoins. Les lacs de barrages sont considérés comme une boîte noire où s'opèrent des entrées, des transferts, des stockages, des transformations et des exportations des populations bactériennes (Dorioz et al., 2006). Par ailleurs, ces lacs sont alimentés par les eaux de précipitation et de ruissellement provenant par les eaux des bassins versants. Ces apports enrichissent le milieu en éléments organiques et minéraux qui peuvent avoir un effet trophique ou toxique (micropolluants) (Schorter, 2001).

Les activités humaines ont progressivement entraîné des effets sur l'écosystème aquatique. Particulièrement, celles associées aux pratiques agricoles s'ajoutent des rejets d'eaux usées urbaines, lesquelles sont chargées en substances polluantes qui sont rejetées dans le milieu sans aucun traitement préalable (Daou et al., 2004 ; Salghi, 2005). Ces activités ont modifié la dynamique de développement des biocénoses (Armengol et al., 1991), leur biomasse (Sabater et Sabater, 1992) et leur biodiversité (Britain et Salveit, 1989).

La qualité des eaux d'un hydrosystème dépend de nombreux facteurs et processus environnementaux (Madigou, 2005). Elle est définie par des caractéristiques physico-chimiques, biologiques et microbiologiques. Cette dernière conditionne des biocénoses aquatiques d'un point de vue structurel et fonctionnel (Voelz et McArthur, 2000). Des modifications des caractéristiques physiologiques des biocénoses (croissance, reproduction,...) ont été aussi enregistré (Winiarski, 2004). Ce dernier point s'applique plus particulièrement pour les communautés microbiennes, notamment bactériennes.

Certaines communautés aquatiques (diatomées, macroinvertébrés, poissons,...) sont plus particulièrement utilisées pour évaluer la qualité biologique des cours d'eaux. La qualité biologique des lacs (qui sont des entités dynamiques physiques, chimiques et biologiques) repose essentiellement sur les poissons, phytoplancton, zooplancton, microorganismes,...etc (CEAEQ, 2000).

La communauté bactérienne permet un transfert de la matière et d'énergie vers les niveaux trophique supérieurs (Teissier et al., 2002). L'étude de ces communautés constitue un bon moyen d'évaluation les dysfonctionnements d'un hydrosystème soumis à une perturbation (Madigou, 2005). Certaines de leurs fonctionnalités (respiration aérobie, dénitrification), mettent en jeu le processus enzymatiques sous la dépendance de nombreux facteurs environnementaux (pH, température, lumière,...) et plus particulièrement des caractéristiques trophiques du milieu (disponibilité en nutriments) (Madigou, 2005).

Dans une perspective d'analyse globale des eaux de surface, le couplage entre transfert des nutriments et eau est pris en compte pour tenter de représenter de façon plus complète les relations entre l'écosystème terrestre et aquatique (Bréand, 1998).

Pour mieux comprendre le phénomène de fonctionnement de ces lacs, le barrage de Boukourdane (wilaya de Tipaza) fait l'objet de cette présente étude. Elle est basée sur la répartition spatio-temporelle des microorganismes dans ce lac. Cette étude permettra d'aider à la compréhension et à la modélisation de la dynamique de la population microbienne en relation avec les différents paramètres environnementaux.

Pour répondre à cet objectif, nous nous sommes basés :

- D'une part sur la recherche et le dénombrement des paramètres microbiologiques durant un cycle annuel en suivant une évolution mensuelle et une comparaison entre stations. Plusieurs groupes de bactéries ont été recherchés durant cette étude tels que les germes totaux, les coliformes totaux, les coliformes fécaux, *Escherichia coli*, Staphylocoques, Clostridium et les Entérocoques qui représentent un bon indicateur de contamination fécale (George et al., 2001). Nous avons poussé notre étude à la recherche des agents pathogènes tels que Salmonelles, Shigelles et Vibrions, en plus du dénombrement et de l'identification des champignons ainsi que les cyanobactéries.

- D'autre part, sur la mesure des paramètres physico-chimiques (température, pH, potentiel redox, sels nutritifs, etc...).

Dans une dernière étape, nous essaierons d'évaluer l'influence des paramètres physico-chimiques sur la biomasse microbienne par l'utilisation de tests statistiques particulièrement l'analyse en composantes principales. Cette dernière permet d'établir éventuellement la nature de corrélation et de visualiser la dynamique spatio-temporelle du développement microbien par des descripteurs environnementaux.

Chapitre I : Présentation générale du barrage

Chapitre I : Présentation générale du barrage

1. Localisation et description du barrage

Le barrage de Boukourdane est situé dans la partie nord ouest de la grande plaine de la Mitidja (Amdoun et Tidadini, 2003) (fig.1). Il est à environ 1,3 km au sud du village de Sidi-Amar (wilaya de Tipaza). Il est situé sur une latitude de 35° 32' Nord, et une longitude de 2°18'. Il se trouve à 11km du bord de la Méditerranée et à 8km environ au sud de Djebel chenoua (A.N.B., 1994). A 20 km à l'ouest et au sud-ouest du barrage se trouve le massif Bou-Maad. Il est construit sur le lit de l'oued El-Hachem au confluent des deux principaux oueds : Menacer (Boukadir) et Fedjana qui donne naissance à l'oued El-Hachem (fig.2).

En amont du barrage, il y a de nombreux affluents parmi lesquels le thalweg le plus long avec une distance de 24km. Alors qu'en aval, le cours inférieur a une longueur de 10km, avec une surface de collection d'eau de 66km². On constate que le cours d'eau en aval est sinueux et que la superficie du bassin y est moins importante. L'aire de la retenue du barrage de Boukourdane au niveau normal est de 536ha avec une altitude de 119,5m présentant une capacité totale de la retenue de 101,5millions de m³ (A.N.B.T., 2002).

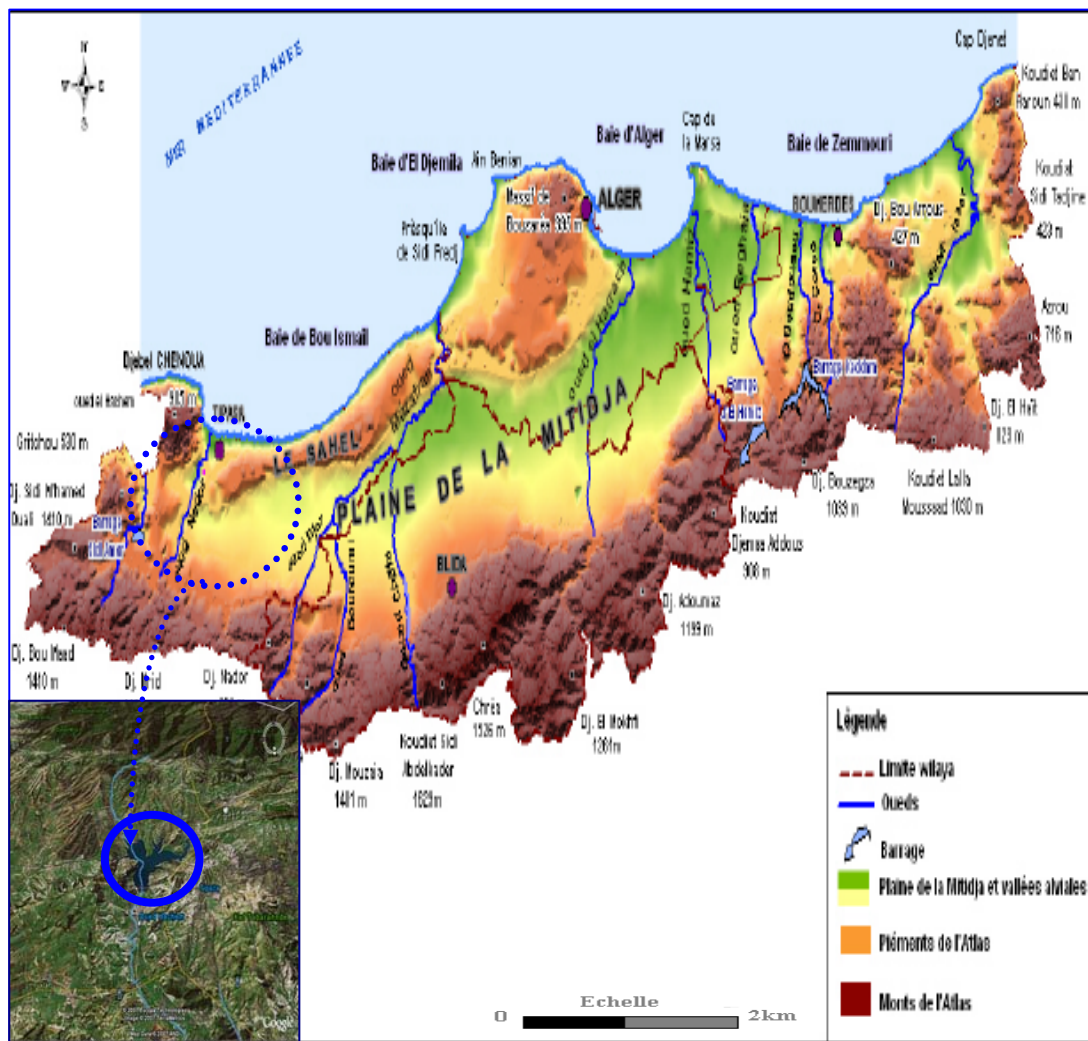


Figure 1: Localisation du barrage de Boukourdane par rapport à la plaine de Mitidja

2. Bassin versant

Le bassin versant de l'oued El-Hachem s'étend depuis la montagne de Bou-Maad au sud jusqu'à la mer Méditerranée au nord (fig.2). Le bassin a une superficie de 177 Km² et un périmètre de 58 km. La longueur de l'oued est de 34km avec une pente longitudinale de 6,4% (A.N.B, 1994).

Dans le bassin versant le long de la vallée sont déposées des alluvions anciennes et récentes, on y trouve des terres provenant d'altération des roches sédimentaires et des roches ignées. À l'intérieur du bassin la couverture végétale est faible, cela est défavorable à la conservation des terres et des eaux. D'ailleurs plus on remonte plus la pente longitudinale du lit de l'oued est importante, ce qui aggrave davantage l'affouillement et l'érosion du sol (A.N.B., 1994).

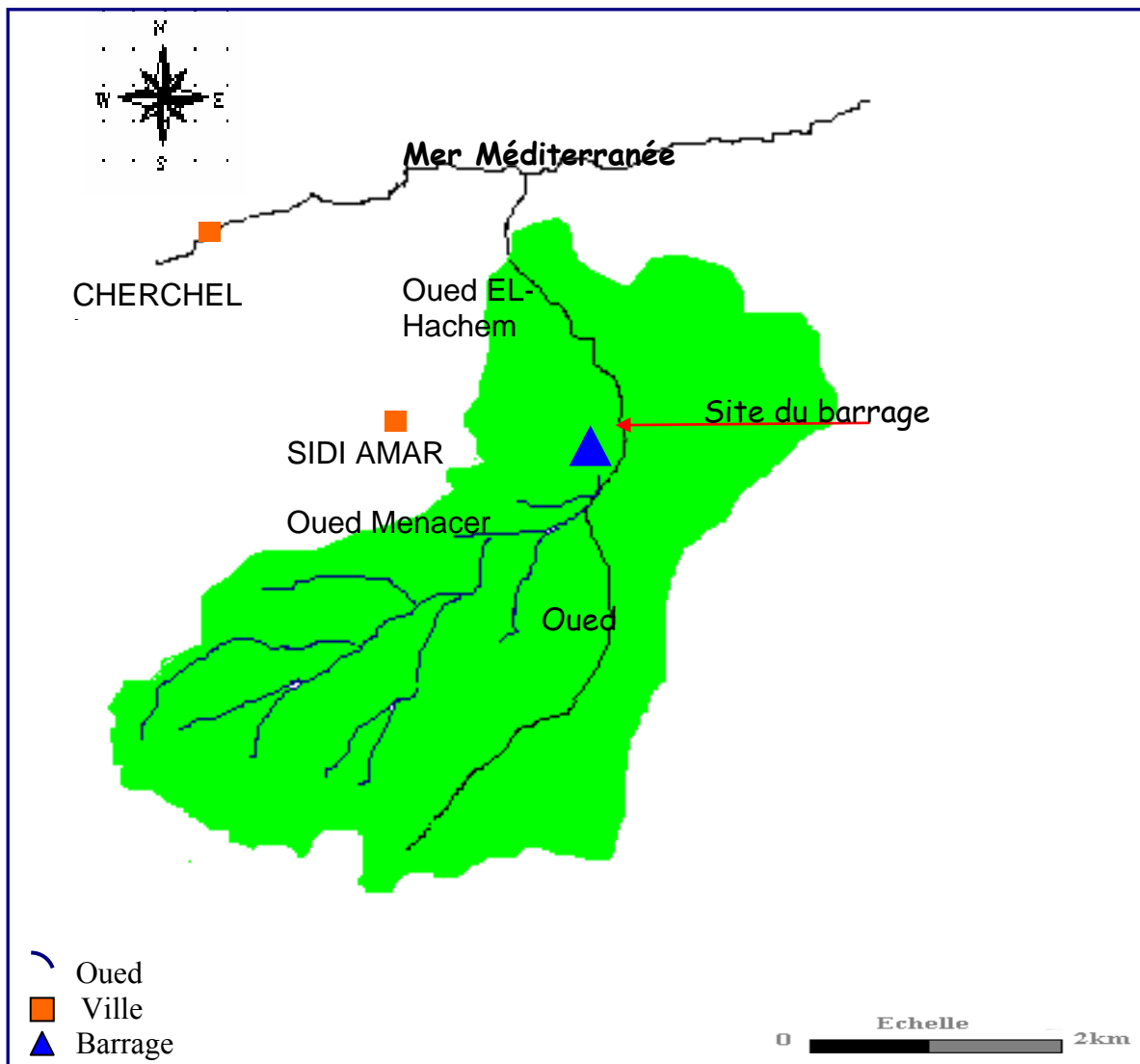


Figure 2 : Localisation géographique du bassin versant du site du barrage de Boukourdane (A.N.B., 1994)

3. Caractéristiques du barrage

Les paramètres essentiels du barrage de Boukourdane sont résumés dans le tableau 1.

Tableau 1 : Paramètres du barrage (Anonyme, 2000)

Année de mise en service	1986
Cours d'eau	Boukourdane
Centre le plus proche	Missour
Province	Boulemane
But de l'ouvrage	Irrigation
Capacité de la retenue	101,5 millions de m ³
Apports moyens annuels	2 millions de m ³
Caractéristiques de l'ouvrage -Type - Hauteur	- Terre zonée - 22 m

4. Topographie, Géologie et Dépôts de surface

Le barrage de Boukourdane est fondé sur les alluvions du lit de l'oued El-Hachem, mais il est construit en terre et en enrochement avec un noyau d'argile basé directement sur la roche de fondation (A.N.B.T., 2002). Les formations géologiques du site du barrage (fig.3) sont divisées en trois groupes:

1-Les roches ignées basiques et leur altération actuelle in situ.

2-Les roches sédimentaires tertiaires et les terrains d'altération qui s'y développent.

3-Les dépôts quaternaires, alluvions de l'oued et déjections torrentielles (A.N.B.T., 2002)

La région de notre étude est caractérisée par la présence d'anciennes terrasses fluviales dans les vallées de l'oued Messelmoune et l'oued El-Hachem offrant quelques petits affleurements difficile à séparer des alluvions actuels du fond de la vallée (Lourguioui, 2006).

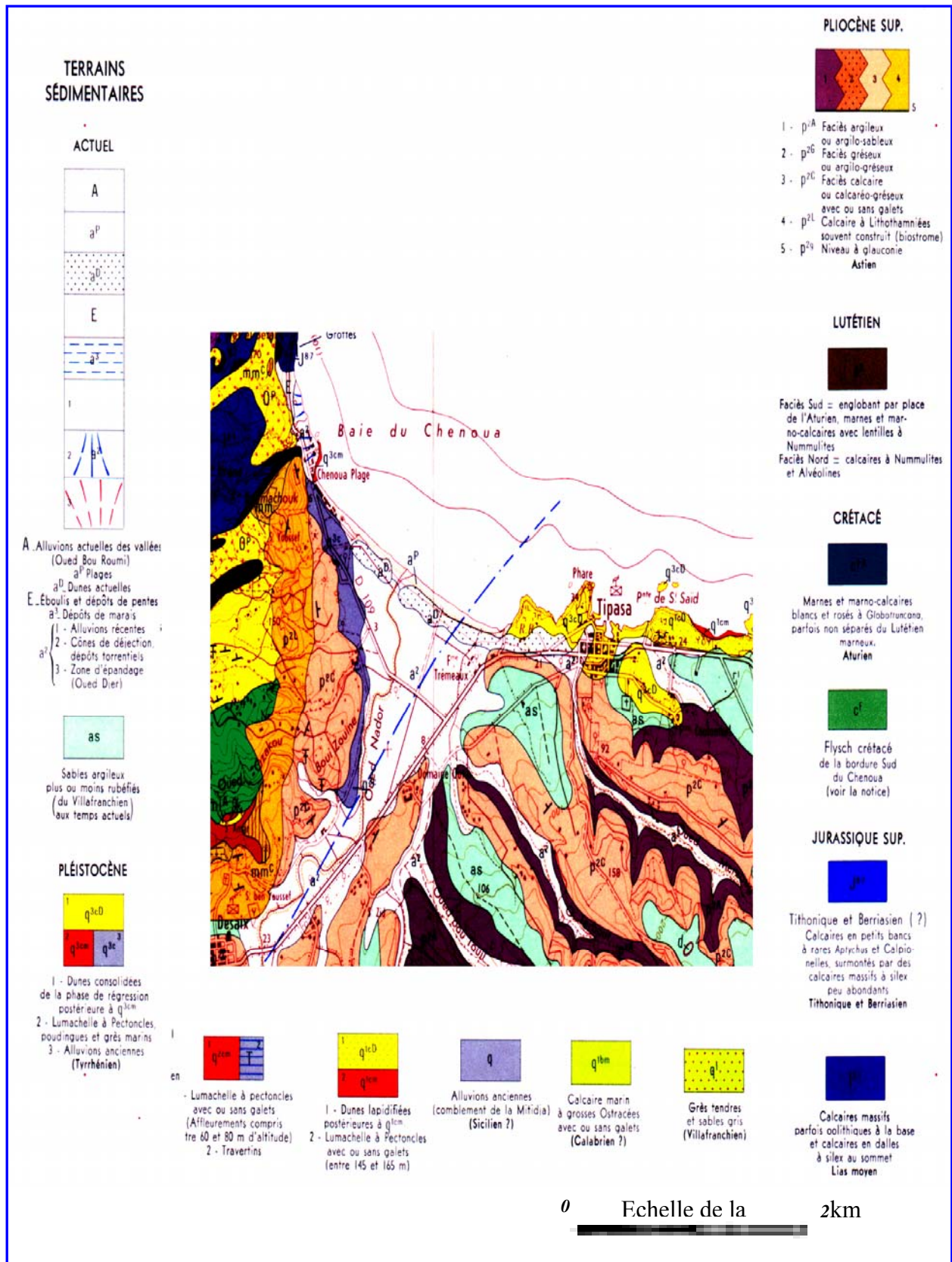


Figure 3: Carte géologique du site d'étude (Chenoua –Tipaza) (Service géologique de l'Algérie, 1937) (A.N.R.H., 2007)

5. Historique du barrage

La réalisation de ce barrage a créé une retenue de 536.000 m³ qui a permis à la population composée de ruraux d'améliorer les rendements, actuellement médiocres, d'une agriculture de subsistance à base de céréaliculture, d'arboriculture (oliviers) et d'élevage (Anonyme, 2000). La mise en eau a commencé au début de l'année 1996. Les principaux apports ont été de 24 Hm³ en 1996, de 34 Hm³ en 1999 et en 2005. Le barrage a atteint son plus haut niveau en 1999 : côte de retenue à 109.67 m pour une retenue normale (RN) à 119.5 m. Le barrage est donc toujours en cours de remplissage 10 ans après. L'historique de la côte de retenue (fig.4) est présenté ci-dessous :

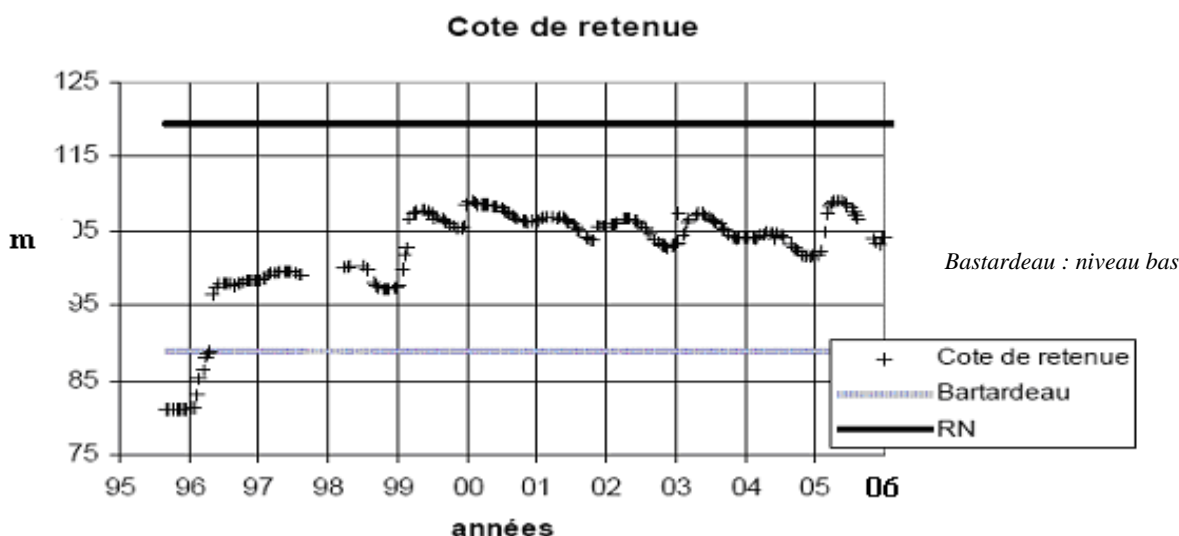


Figure 4: Côte de la retenue du barrage de Boukourdane avec le niveau de la retenue normale (RN) et le niveau bas (Bartardeau) de la retenue (A.N.B.T., 2002)

Le barrage de Boukourdane permet :

- L'alimentation en eau potable des populations de Tipaza, Nador, Hadjout, Sidi Amar, Cherchell, Sidi Ghilés et Hadjret Ennos (A.N.B., 1994)
- L'irrigation de la vallée de l'oued El-Hachem, des terres de la partie ouest de la Mitidja, des régions de Hadjout et du Sahel (A.N.B.T., 2002)
- Activités sportives (aviron) pour l'année 2007
- Construction d'un centre nautique sur une superficie de 2,5 hectares, dont les services de la pêche ont lancé en 2006
- La baignade et loisir

6. Ensemencement du barrage

Une quantité de 6 400 000 alevins de poisson a été importée de la Hongrie. Cette opération nationale, qui a débuté le 15 juin 2006 au barrage de Boukourdane (Tipaza), s'est achevée le 27 juillet 2006. Les lots d'alevins importés de la Hongrie arrivent à l'aérodrome militaire de Boufarik et font l'objet immédiatement du dispatching. Une quantité de 200 000 alevins de carpes argentées et à grandes bouches a été déversée au barrage de Boukourdane. Cette campagne nationale d'ensemencement ciblera 36 sites implantés à travers 30 wilayas du pays. Les vétérinaires qui se trouvaient sur le site de Boukourdane, après l'inspection, avaient affirmé que les alevins sont en bon état. Il y a lieu de signaler que de nombreux citoyens

viennent au barrage de Boukourdane pour pêcher du poisson, notamment du mulot et de la carpe (El-Watan, 2006).

7. Capacités du barrage

Les mesures mensuelles du mois de juin 2006 au mois de mai 2007 de la capacité du barrage sont portées sur le tableau 2. Le volume du barrage est en relation avec les apports mensuels des oueds situés en amont et en aval du barrage et des précipitations. L'absence de pluies par période sèche entraîne une diminution progressive du niveau du barrage, allant du mois de juin jusqu'au mois de novembre 2006 (fig.5). Puis il commence à évoluer pour les mois qui viennent à l'exception du mois d'avril

Tableau 2 : Apports (hm^3), volume (hm^3) et précipitations (mm) mensuels du barrage (A.N.B.T., 2007 et A.N.R.H, 2007).

mois	juin	juil	août	sept	octo	Nove	déc	jan	févr	mars	avril	mai
Apport (hm^3)	0,80	0,378	0,148	0,699	0,165	0,169	3,736	0,993	1,012	5,103	7,339	1,663
Volume(hm^3)	51,17	47,20	42,48	39,09	34,961	31,763	33,241	33,324	33,435	36,63	31,2	43,01
Pluies (mm).	0,4	0,00	0,00	52,8	2,2	19,5	210,5	12,2	47,3	104,8	94,3	2,6

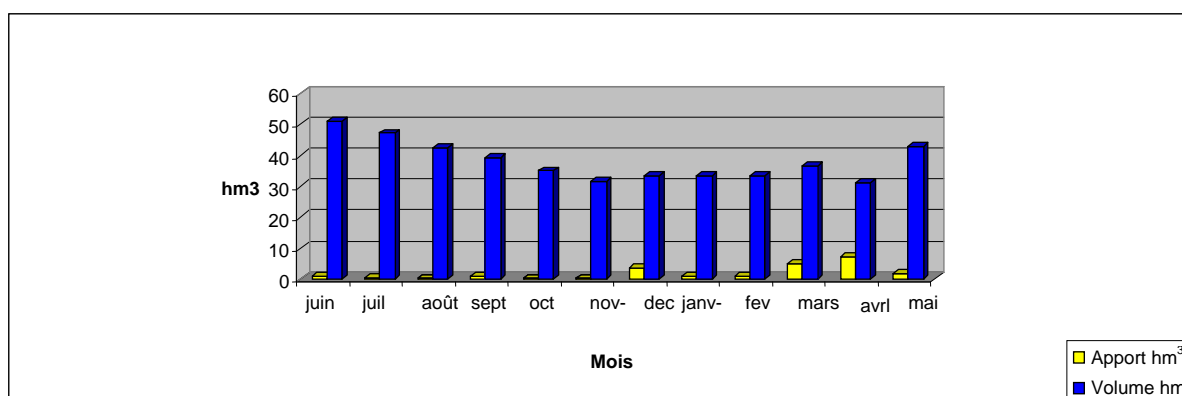


Figure 5: Evaluation mensuelle de la capacité du barrage de Boukourdane pour la période de juin 2006 à mai 2007

8. Caractéristiques climatiques

Afin de bien décrire les milieux terrestres et aquatiques d'un bassin, il est important d'en préciser le climat. En effet, les zones physiogéographiques et le climat sont intimement liés.

Le barrage Boukourdane est situé dans une zone subhumide où les hautes barrières montagneuses qui limitent le domaine oriental vers l'ouest privent la région des apports de pluies et réduisent la pluviométrie de cette région à 190 mm/an en moyenne. Il bénéficie d'un climat humide à subhumide (A.N.B.T, 2002). Sous l'influence du climat Méditerranéen, l'année est divisée en deux saisons ; la saison des pluies qui se caractérise par le froid et l'humidité et la saison sèche qui se caractérise par la chaleur et la sécheresse. La température dans la région peut s'élever à plus de 50°C, tandis qu'à la tomber de la nuit, elle peut s'abaisser jusqu'aux environ de 20°C sous l'influence de la brise Méditerranéenne. Au niveau du bassin versant, les pluies sont abondantes, la précipitation annuelle moyenne s'élève à 780

mm. Les plus fortes précipitations apparaissent du mois d'octobre au mois de mars. Aux mois de juillet et août les pluies sont presque absentes (A.N.B., 1994).

A partir des données climatologiques telles que la température et la pluviométrie (A.N.R.H., 2007), nous avons pu déterminer les caractéristiques climatiques essentielles pour notre région d'étude à savoir le diagramme ombrothermique et le quotient pluviométrique d'Emberger.

8.1. Moyenne annuelle et mensuelle des températures et des précipitations

Sur une période de dix ans (de 1996 à 2005), nous avons calculé la moyenne mensuelle et annuelle de la température et de la précipitation dans la région d'étude (tab.3).

Tableau 3 : Moyennes mensuelles des T°maximales (M°C), minimales (m°C) et annuelle (Tmoy) et des précipitations (Pmm) sur une période de dix ans (1996-2005) dans notre région d'étude.

	Janv.	Févr.	Mars	Avril	Mai	Juin	Juil	Août	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.
P(mm)	71,74	72.39	50.36	61.73	40.33	2.31	1.31	3.05	21.61	35.27	104,11	91.75
M°C	15,46	15.61	16.59	19.05	21.96	27.23	28.95	30.28	26.9	23.5	18.95	16.69
m°C	6,45	6,37	8.64	9.24	14.65	19.34	21.09	22	18.08	14.39	9.87	7.31
Tmoy	10,95	10,99	12.61	14.14	18.30	23.28	25.02	26.14	22.49	18.94	14.41	12

Ces valeurs montrent que la saison estivale (juin, juillet et août) est caractérisée par une faible précipitation alors que le maximum est noté au mois de novembre avec une valeur de 104,11 mm

8.1.1 Diagramme ombrothermique

D'après Bagnouls et Gaussen (1953), l'étude du rapport entre les précipitations et les températures moyennes mensuelles nous a permis de déterminer la période sèche et la période humide d'une région. Selon le diagramme (fig.6), on a deux périodes :

- La période sèche qui s'étend de la mi-mai jusqu'au mi du mois de octobre.
- La période humide qui s'étend de la fin du mois de mi-octobre jusqu'à la mi-mai.

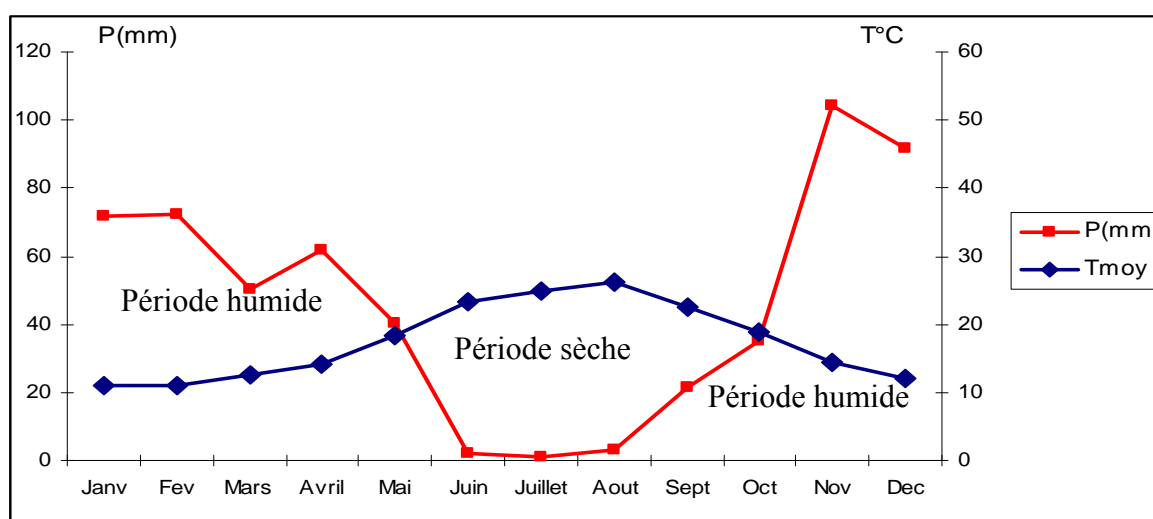


Figure 6: Diagramme ombrothermique établi pour notre région d'étude

8.1.2 Quotient pluviométrique d'Emberger

Emberger (1955) établit le Climatogramme pluviométrique et définit le bioclimat d'une région suivant cette relation :

$$Q_2 = \frac{2000 \cdot P}{(M+m)(M-m)}$$

P (mm) : moyenne annuelle des précipitations

M: moyenne des températures maximales du mois le plus chaud en °k.

m: moyenne des températures minimales du mois le plus froid en °k.

$$Q_2 = \frac{2000 \cdot P}{(M+m)(M-m)} = \frac{2000 \cdot P}{M^2 - m^2} = \frac{2000 \cdot 555,96}{(30,98 + 273)^2 - (5,52 + 273)^2} = 74,97$$

$$Q_2 = 74,97 \quad m = 5,52^\circ\text{C}$$

D'après la température minimale $m = 5,52^\circ\text{C}$ et la valeur du $Q_2 = 74,97$, le barrage de Boukourdane est situé dans un étage à bioclimat sub-humide et à hiver tempéré (fig.7).

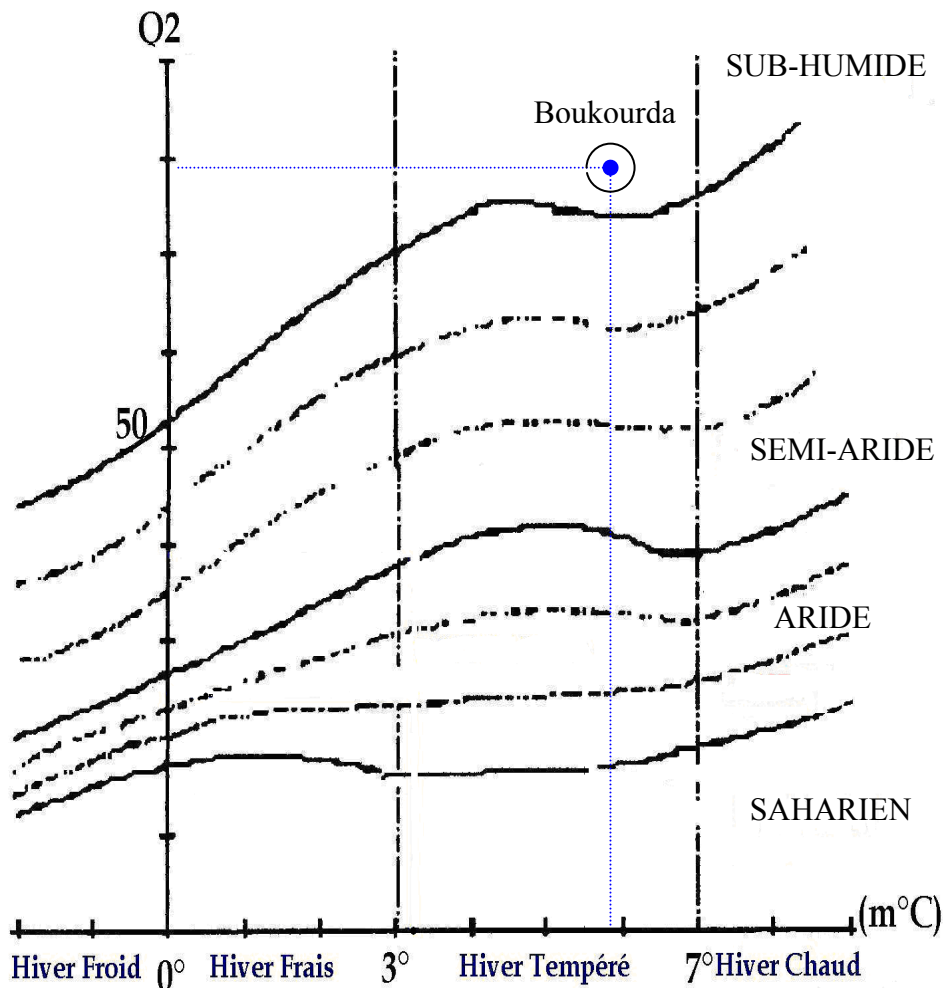


Figure 7: Localisation du barrage de Boukourdane sur le Climatogramme pluviométrique d'Emberger

9. Faune et flore du barrage

9.1. Flore

La région du barrage de Boukourdane est couverte de lentisque, de palmiers nains, d'oliviers sauvages et de toutes sortes de broussailles. Sur les rives du barrage de Boukourdane se trouvent une faible couverture végétale, des pelouses (fig.8), et des terrains agricoles (des céréales et des cultures maraîchères).



Figure 8: Vue globale de la flore du barrage de Boukourdane

9.2. Faune aquatique

Le barrage est caractérisé par une faune ichthyologique importante dominée par le genre *Barbus*. C'est aussi un milieu d'accueil de plusieurs espèces d'oiseaux (fig.9) tels que; les canards souchets, héron, corbeaux noir, etc...



Figure 9: Vue générale de l'avifaune du barrage de Boukourdane.

10. Rives du barrage

Au niveau des rives du barrage se pratique des activités agricoles ainsi que le pâturage qui est considéré comme un facteur anthropique. C'est un facteur de déséquilibre qui, à la longue entraîne la destruction des milieux naturels.

10.1. Activités agricoles

Depuis longtemps, les activités agricoles (fig.10) réalisées au niveau du barrage, permettent d'assurer la nourriture et le commerce pour les riverains. Les agriculteurs utilisent des engrais de types nitrates trois fois par an. Par contre, les pesticides sont utilisés une fois par an. La nature des cultures pratiquées est la céréaliculture et le maraîchage (des tomates au mois d'août, des pomme de terre, ail et oignon au mois de mai). Selon Bouchard (2000), ces

activités agricoles peuvent être la cause de l'apparition des perturbations environnementales, cas de modification des caractéristiques naturelles, ce qui peut engendrer une pollution agricole. Aujourd'hui, la pollution de l'eau par les activités agricoles présente quatre formes principales: les matières en suspensions, les éléments nutritifs, les pesticides et les contaminations bactériennes. Par ailleurs, l'agriculture entraîne par l'effet du ruissellement des modifications physiques du territoire qui sont susceptibles d'avoir un impact sur la faune et la flore du bassin versant.



Figure 10: Vue d'ensemble des activités agricoles pratiquées le long des rives du barrage de Boukourdane.

10.2. Pâturage

Nous avons remarqué que les agriculteurs et les habitants du barrage pratiquent aussi l'élevage des bovins et des ovins (fig.11). Cette activité influe sur la qualité des eaux de barrage par une contamination fécale. Lorsque les troupeaux sont présents sur le barrage, la fréquence des pollutions fécales contribue à l'augmentation de l'effectif des bactéries (plusieurs log CFU/100ml) (Dorioz et Emberedanne, 2005).



Figure 11 : Activité du pâturage pratiquée sur les rives du barrage de Boukourdane

11. Les eaux de barrage

11.1. Approvisionnement en eau potable

A partir de 2002, le barrage de Boukourdane participe au renforcement du réseau alimentation en eau potable dans le cadre du projet sécurisation d'alimentation d'Alger en eau potable (S.A.A).

11.2. Prélèvements agricoles

L'eau du barrage est beaucoup plus destinée à l'irrigation qu'à l'alimentation en eau potable. Le barrage est conçu pour l'irrigation de la Mitidja ouest, selon le programme

défini dans l'avant projet (A.N.B., 1994). Le volume d'eau régularisé par le barrage est de 49 m³ par année, dont 8 m³ d'eau potable et 41m³ d'eau d'irrigation. Les valeurs sont portées dans le tableau 4.

Tableau 4 : Utilisation des eaux de barrage en eau potable (E.P hm³) et pour l'irrigation (IR. hm³) de Boukourdane.

mois	juin	juil	août	sept	octo	Nove	déce	jan	fév	mars	avril	mai
EP hm ³	1,51	2,10	2,45	1,91	0,88	2,20	1,94	0,77	0,7	0,775	0,75	0,775
IR. hm ³	1,01	1,44	1,60	1,56	1,38	0,83	0,14	0	0,03	0,019	0	0,15

D'après cet histogramme et les valeurs de l' A.N.B.T, nous remarquons que l'eau de barrage (en 2006/2007) est destinée plus à la consommation en eau potable (fig.12) de la wilaya d'Alger et de Tipaza qu'à l'irrigation.

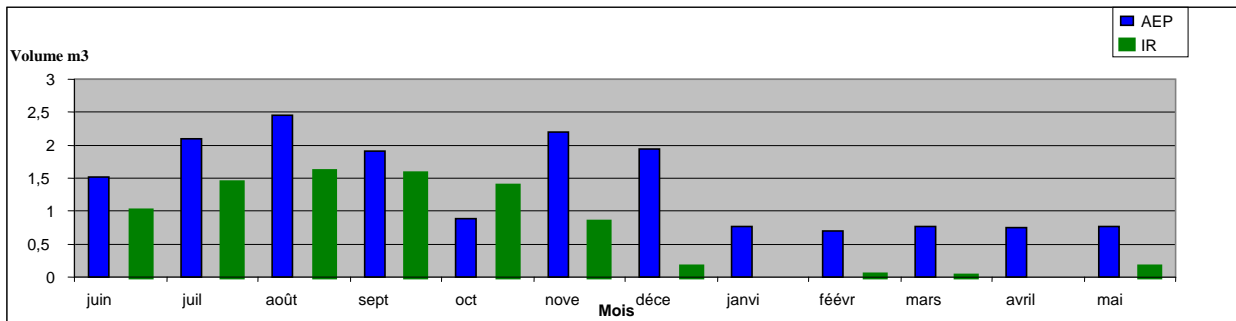


Figure 12: Utilisation des eaux de barrage de Boukourdane pour la période de juin 2006 à mai 2007

11.3. Activité nautique

Au cours de nos prélèvements, nous avons remarqué la présence d'embarcations sportives durant la période estivale (juillet, août) et du mois d'octobre au mois de décembre 2006, ainsi qu'aux mois de mars et avril 2007. C'est une activité qui s'étale presque sur toute l'année. Cette activité peut présenter l'un des facteurs contribuant à l'altération de la qualité des eaux de barrage et à une perturbation du fonctionnement du milieu naturel.

12. Choix du site

Le site a été sélectionné selon les critères suivants : barrage en exploitation, accès facile, utilisé pour l'irrigation ainsi que pour la consommation en eau potable (E.P), la présence d'une ressource ichthyologique (Barbeau (*Barbus*), carpe,...), loisirs, ...etc.

12.1. Choix et localisation des stations

Afin d'avoir des résultats représentatifs et de pouvoir cerner toute la superficie du barrage, 06 stations ont été choisies (tab.5, fig.13) suivant:

- * La profondeur.,
- * La nature du substrat,
- * La présence éventuelle des rejets,
- * Le mode d'occupation des sols et la nature de la couverture végétale,
- * Les activités agricoles et de pâturage.

Les stations sont localisées dans différents endroits du barrage, elles sont représentées sur la figure 13.

Tableau 5 : Caractéristiques des stations d'étude

Stations	caractéristiques	Profondeur maximale
1 (C)	Terrain agricole	9m
2 (D)	Construction, terrains agricoles, pâturage	7m
3 (E)	Pompage d'eau, Terrain agricole	7,5m
4 (B)	Végétation importante	10m
5 (F)	Proche de la digue, tour de prise	14m ou > à 14m
6 (A)	Habitats, Pompage d'eau, Terrain agricole	9m



Figure 13 : Localisation des six stations étudiées sur le barrage de Boukourdana (Google Earth, 2007).

12.2. Description des stations

Station 1

Cette station est plus au moins profonde (de 1 à 9 mètres). Elle est caractérisée par son lien direct avec la confluence de l'oued Menacer (fig.14c). Les apports alimentent en premier lieu la station 1.

Près de cette station, nous avons remarqué une construction sportive (fig.14a), terrain agricole (fig.14b) et l'installation d'un parc de loisir pour les familles.

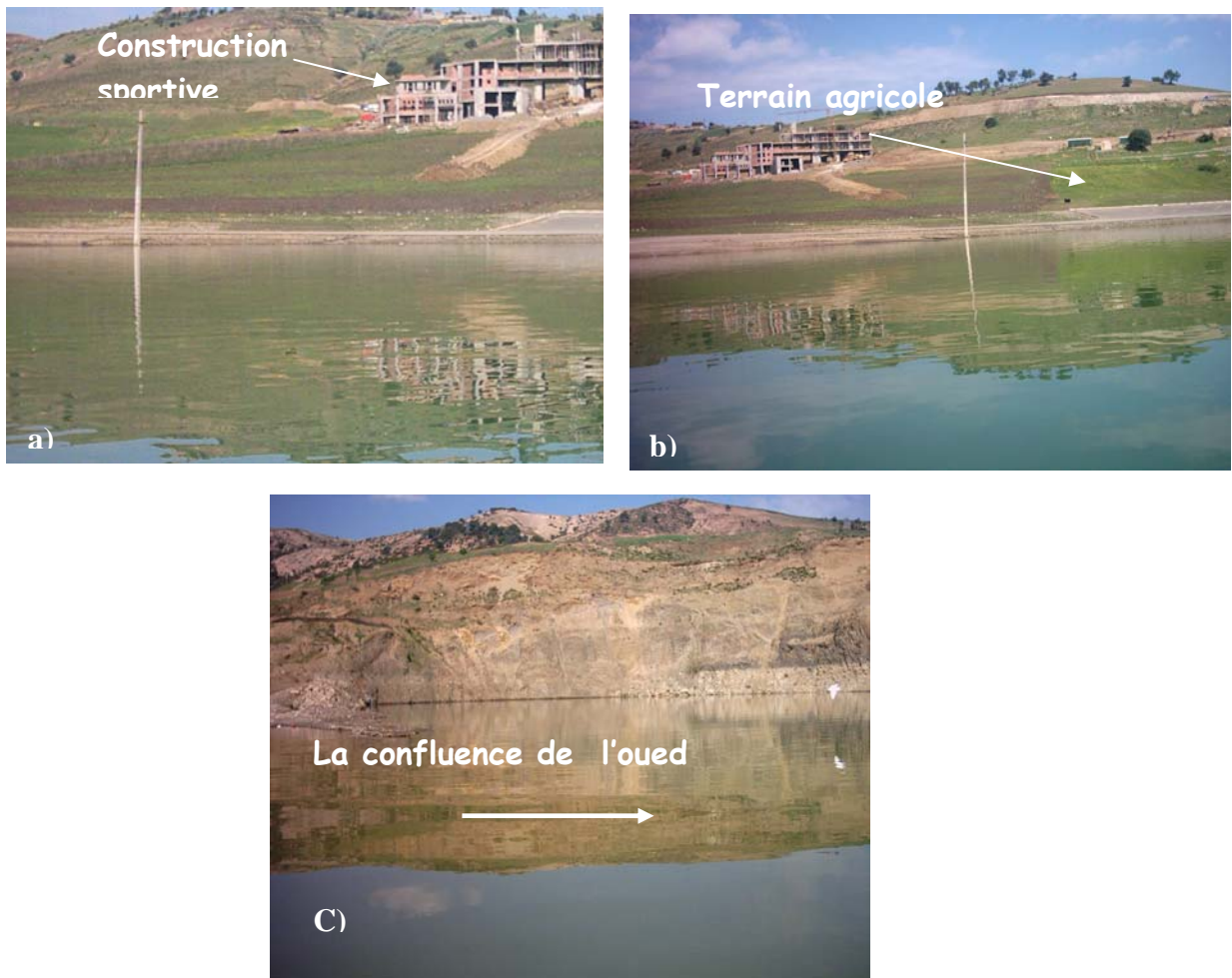


Figure n° 14 : Vue d'ensemble de la station 1 avec construction sportive (a), des terrains agricoles (b) et la confluence de l'oued Menacer.

Station 2

Par défaut de précipitation et manque d'apport, le niveau de cette station varie de 1 mètre à 6 mètres en 2006. Au niveau de cette station, nous avons remarqué des habitations abandonnées (fig.15a), des terrains agricoles (fig.15b) (céréaliculture) et une faible couverture végétale. En outre, nous avons noté aussi le passage des bovins et des ovins (fig.15c).. Une pollution organique pourrait être provoqué par ces déchets.

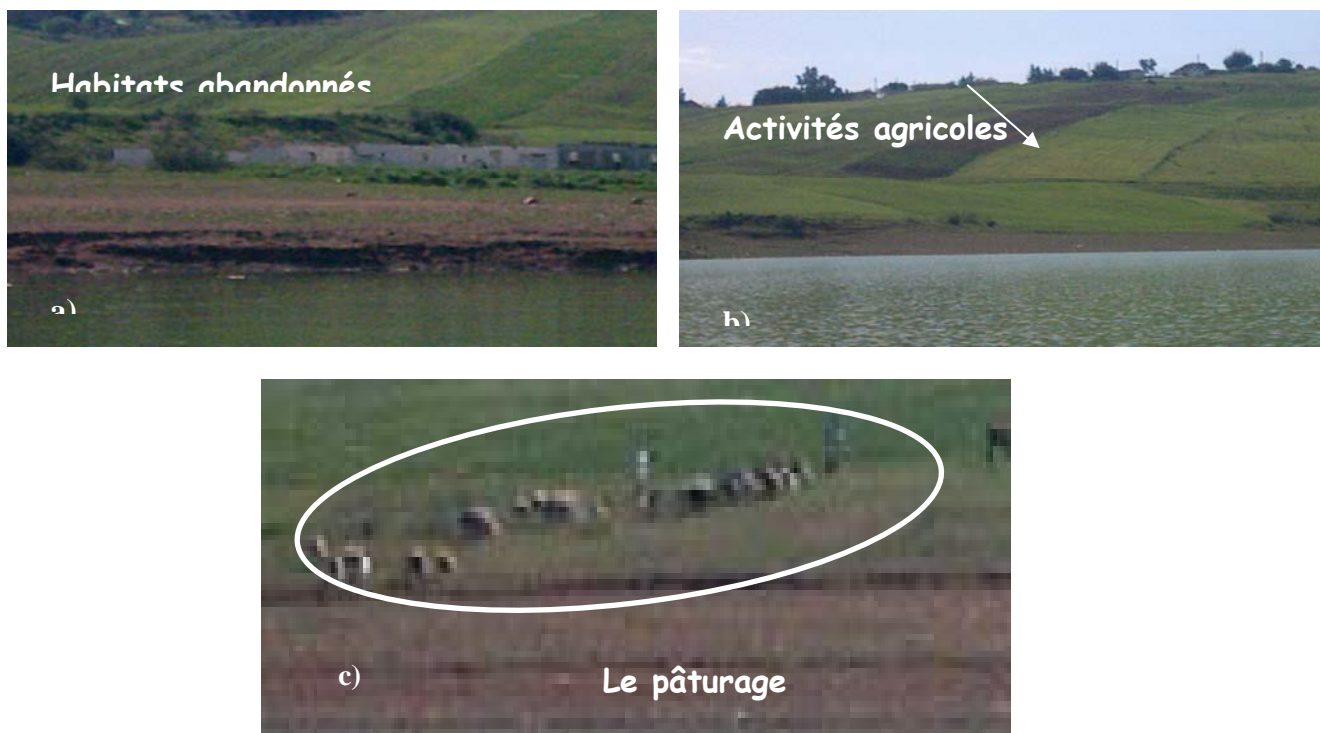


Figure 15 : Vue générale de la station 2 avec des habitations abandonnées (a), des terrains agricoles (b) et le pâturage (c)

Station 3

Cette station est caractérisée par une faible couverture végétale et le pompage pour l'irrigation des terres agricoles (fig.16). Elle est d'une profondeur de 3 m à 7,5 m. Elle est alimentée par les apports provenant de l'oued Fedjana, car sa situation est près de l'emboucheur de ce dernier.



Figure16 : Vue générale de la station 3 avec une faible ceinture végétale et pompage pour l'irrigation

Station 4

Au niveau de cette station, nous avons observé une intense ceinture végétale (forêt) (fig.17) et absence de toutes activités anthropiques (pompage pour l'irrigation ou pâturage). Elle est d'une profondeur qui varie entre 3 m à 10 m. Elle est alimentée par les apports provenant des deux oueds (Fedjana et Menacer). A son niveau se trouve le point de confluence entre les deux oueds pour donner naissance à l'oued El-Hachem.



Figure 17 : Vue générale de la station 4 avec une intense ceinture végétale.

Station 5

Cette station représente la tour de prise (fig.18), c'est la plus profonde (profondeur supérieure à 14 mètres). Elle est située en aval du barrage. Cette station est alimentée par les apports de l'oued El-Hachem qui traverse la digue, ainsi que par le lessivage des terrains agricoles situés de part et d'autre de la station. Ces apports agricoles peuvent être négligeables. Elle est d'une faible couverture végétale.



Figure 18: Vue générale de La station 5 avec la tour de prise

Station 6

A son niveau, nous avons observé des habitations (fig.19a) et le pompage pour l'irrigation des terres agricoles (fig.19b). Cette eau sert aussi aux besoins des habitants résidents proche de cette station, qui déversent de leurs déchets domestiques. Sa profondeur varie de 2 à 9 mètres durant la période d'étude.

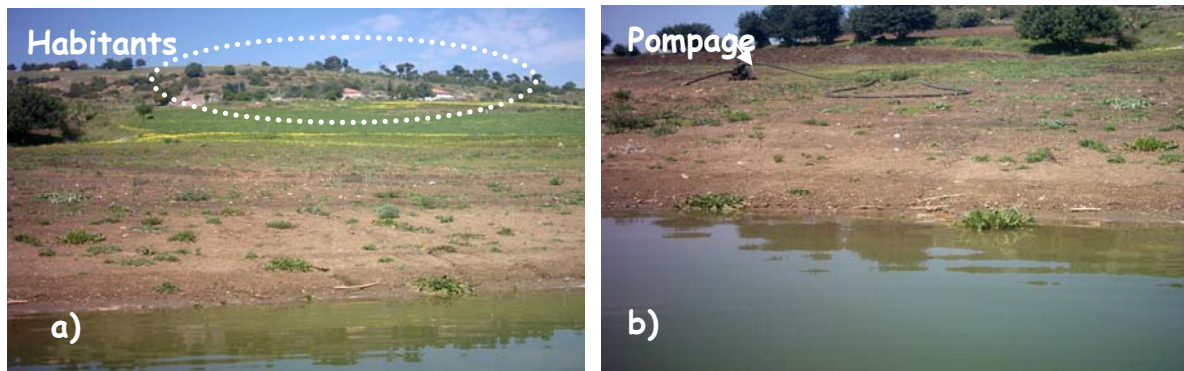


Figure19: Vue générale de la station 6 avec les habitations (a) et le pompage pour l'irrigation (b).

*Chapitre II : Bactéries
influant sur la qualité de
l'eau*

Chapitre II : Bactéries influant sur la qualité de l'eau

1. Les principaux groupes

Les germes influant sur la qualité de l'eau sont nombreux ; nous donnerons les caractéristiques des principaux groupes incriminés.

1.1. Germes totaux

Les germes totaux constituent la population bactérienne présente dans les milieux aquatiques. Ce sont des bactéries aéro-anaérobies facultatives. La recherche de ces germes nous informe sur l'évolution de la biomasse bactérienne, sans préciser la source de contamination. Généralement un faible dénombrement de ces germes dans l'eau permet d'en apprécier sa bonne qualité (CEAEQ, 2005). Un dénombrement atteignant quelques milliers par millilitre peut témoigner d'une pollution d'origine organique, en occasionnant un mauvais goût et une mauvaise odeur en favorisant des conditions de dégradation biologique et la persistance de pathogène (CEAEQ, 2005).

1.2. Coliformes totaux

Le terme coliforme désigne les Entérobactéries qui fermentent le lactose. Les coliformes totaux sont définis comme étant des bactéries en forme de bâtonnet à Gram négative, aérobies ou anaérobies facultatives, non sporulantes, à oxydase négative et capables de se multiplier en présence de sels biliaries (Cantin, 2003 ; George et Servais, 2002). Les principaux genres inclus dans le groupe sont : *Citrobacter*, *Enterobacter*, *Escherichia*, *Klebsiella* et *Serratia* (CEAEQ, 2000). Les coliformes totaux constituent un groupe de bactéries très homogènes, les plus présents en grand nombre dans les excréments animaux et humains. Certaines espèces ne sont pas nécessairement liées à la flore intestinale humaine ou animale et peuvent proliférer dans le sol ou dans les milieux aquatiques (George et Servais, 2002). Ces germes peuvent être considérés comme des indicateurs très fiables de pollution fécale. La majorité des espèces ne sont pas pathogènes et ne représentent pas de risque direct pour la santé (Edberg et al., 2000 ; O.M.S., 2000) à l'exception de certaines souches d'*Escherichia coli* (*E.coli*) ainsi que d'autres bactéries pathogènes opportunistes. Elles sont utilisées depuis longtemps (fin du 19^e siècle) comme indicateurs de la qualité microbienne de l'eau.

1.3. Coliformes fécaux

Les coliformes fécaux, ou thermotolérants, sont un sous groupe de coliformes totaux (Cantin, 2003), ayant les mêmes caractéristiques et propriétés fermentatives, mais à une température d'incubation de 44°C (George et Servais, 2002). Il est à noter que les coliformes fécaux apparaissent toujours comme indicateurs sanitaires. Ils entraînent les mêmes mesures qu'*Escherichia coli* (*E. coli*), sauf que ce dernier est plus spécifique d'une contamination d'origine fécale que le groupe des coliformes fécaux. Dans ce groupe, l'espèce *E. coli* est la plus fréquente, mais il comprend également d'autres genres, *Citrobacter*, *Yersinia*, *Klebsiella* et *Enterobacter* (Elmund et al., 1999 ; Edberg et al., 2000) (fig.20).

La présence des coliformes fécaux dans un milieu aquatique et plus particulièrement celle d'*E. coli*, est considérée comme un bon indicateur d'une contamination récente du milieu par du matériel fécal humain ou d'animaux à sang chaud (Helmer et al., 1991,

Baudisová, 1997). Plusieurs coliformes fécaux ne sont pas d'origine fécale et proviennent plutôt d'eau enrichie en matière organique, tels les affluents industriels, les affluents agricoles, le ruissellement, etc...

Selon les données recueillies aux cours des dernières années, parmi les coliformes fécaux, *Escherichia coli* et les Entérocoques sont des indicateurs de risque plus valides (Zmirou et al., 1987 ; Edberg et al., 2000).

1.4. *Escherichia coli*

C'est l'espèce la plus fréquente, elle représente 80 à 90% des coliformes thermotolérants détectés (Edberg et al., 2000) (fig.20). Elle fait partie de la famille des Entérobacteriaceae et comprend cinq espèces. Les 4 types qui sont pathogènes pour l'homme sont : les entéropathogènes (EPEC), Les entérotoxinogènes (ETEC), les enteroinvasives (EIEC), et les enterohémorragiques (EHEC) qui peuvent induire le syndrome urémique hémolytique (anémie hémolytique avec insuffisance rénale) (Bonnard, 2001).

Parmi les coliformes fécaux, *Escherichia coli* est la seule qui soit équivoque toujours d'origine fécale (humaine ou animale) (Edberg et al., 2000). Elle peut atteindre des concentrations de 10^9 par gramme de matière fraîche. On la trouve dans les eaux d'égouts, les effluents traités, ainsi que dans toutes les eaux naturelles. Elle est présente dans les sols qui ont subi une contamination fécale récente, qu'elle soit due à l'homme, à l'agriculture ou à la faune sauvage. Il a été récemment avancé que *E. coli* peut être présente et même se multiplier dans des eaux tropicales en absence de pollution fécale d'origine humaine (OMS, 1994). La détection dans une eau doit donc être considérée, comme reflétant la présence possible de micro-organismes pathogènes d'origine entérique (CEAEQ, 2003). *Escherichia coli* peut survivre jusqu'à trois mois dans une eau naturelle non traitée (Edberg et al. 2000). Elle est très sensible à la chloration (Chalmers et al., 2000). Les bactéries n'ayant pas été inactivées ou détruites par la chloration sont par ailleurs capables de survivre pendant quelques jours dans les réseaux de distribution, sans toutefois proliférer (AWWA, 1990).

1.5. Entérocoques

Les Entérocoques constituaient le groupe des Streptocoques D dans la classification de Lancefield (classification en serotype). La classification générale de ces derniers a été modifiée dans les années 80 par la création du genre, *Enterococcus* (CEAEQ, 2003). Ils sont constitués d'espèces du genre *Enterococcus* d'origine humaine prépondérante et d'espèces du genre *Streptococcus* d'origine animale (fig.20). Le groupe semble assez ubiquiste (Geldreich et al., 1964 ; Leclerc et al., 1996). Les Entérocoques se présentent sous forme de cocci à Gram positif associés en courtes chaînes. Ils peuvent notamment hydrolyser l'esculine en présence de 40% de bile. Ils ont aussi une capacité de croître à une température entre 10 et 45°C avec un pH alcalin de 9,6 (CEAEQ, 2000 ; Facklam et al., 1999). Par ailleurs, puis qu'il n'y a pas généralement de croissance des Entérocoques dans un réseau de distribution, leur détection témoigne généralement d'une pollution fécale récente (Clausen et al., 1977). Elles sont présentes dans les intestins d'environ 75% d'organismes humains, à des concentrations variant de 10^5 à 10^8 bactéries/g (Gleeson et Gary, 1997). Les Entérocoques persistent dans l'eau et résistent aux agents désinfectants (Haslay et leclerc, 1993) ce qui fait d'eux des indicateurs privilégiés pour évaluer l'efficacité du traitement de l'eau (OMS, 2000).

Les Entérocoques sont considérés comme des indicateurs de contamination fécale dans les aquifères (nappe d'eau souterraine) (OMS, 2000, Charrière et al, 1994 et CEAEQ,

2003). Charrière et al., (1994) ont clairement démontré que la détection d'Entérocoques était fortement associée à la présence d'*E. coli* dans les réseaux de distribution

Il est important de mentionner que pendant plusieurs décennies, le rapport coliformes fécaux sur Entérocoques était utilisé comme un élément informatif de premier ordre pour déterminer une pollution fécale d'origine animale ou humaine (Pourcher et al., 1991).

1.6. Staphylocoques

Les Staphylocoques sont des coques à Gram positif, arrondis d'un μm de diamètre, immobile et dépourvus de spores et de capsules (Bourgeois et Leveau, 1991). Ils apparaissent le plus souvent en amas dit « grappe de raisin ». Cependant ils peuvent être isolés, par paire, ou en très courte chaîne. Ils forment en anaérobiose des colonies crémeuses pigmentées (typiquement jaune d'or). *Staphylococcus aureus* est une bactérie mésophile (37°C de croissance optimal), neutrophile (pH 7 optimal) et halophiles (se développe à de fortes concentrations de NaCl). Elle est aussi relativement résistante aux inhibiteurs bactériens. Elle est caractérisée par la présence d'un coagulase libre. Elle dégrade le mannitol sur la gélose Chapman et elle fermente le glucose sans production du gaz. La recherche des Staphylocoques a un intérêt pratique surtout dans les eaux destinées à la baignade (Rodier et al., 1996).

1.7. Salmonelles et Shigelles

Les Salmonelles sont des entérobactéries qui se présentent sous forme de bacilles à Gram négatif, qui ne fermentent pas le lactose, mais fermentent le glucose avec production de gaz et de H₂S. Elles se divisent en deux grands groupes : les Salmonelles mineures et les Salmonelles majeures pathogènes. Elles sont en général considérées comme hautement pathogènes bien que leur virulence et leur effet pathogène varient énormément : fièvre typhoïde et gastro-entérite. Les salmonelles peuvent donc être présentes dans les eaux des égouts, agricoles, domestique et dans les eaux douces (Rodier et al., 1996).

1.8. Clostridium sulfito-réducteur

Les Clostridium sont des bacilles anaérobies sulfito-réducteurs se présentent sous forme de bactéries Gram positive, se développant entre 24 à 48 heures sur une gélose Viande Foie en donnant des colonies typiques. Celles ci réduisent le sulfite de sodium (Na₂SO₃) qui se trouve dans le milieu, en sulfure qui en présence de Fe²⁺ donne sulfure de fer de couleur noire (Lebres, 2002). Le plus caractéristique de ce groupe est *Clostridium perfringens* est normalement présent dans les fèces, avec un nombre plus faible qu'*E. coli*. Toutefois, ils ne sont pas d'origine exclusivement fécale et leur présence dans l'environnement peut avoir d'autre origine. Les spores de Clostridium peuvent survivre dans l'eau beaucoup plus longtemps que les coliformes et ils résistent à la désinfection (Emmanuel, 2003).

Il faut cependant considérer que le groupe de Clostridium sulfito-réducteur peut certes faire partie du groupe des germes fécaux. Ce sont également des germes telluriques; ils sont toujours présents dans les rivières et dans le sol (Rodier et al., 1996).

1.9. Vibrions

Les Vibrions se présentent sous forme de bacilles Gram négatif, droits ou incurvés, très mobiles, possédant une oxydase, aéro-anaérobies facultatifs et fermentant le glucose sans production de gaz ni d'H₂S (Hautement pathogènes). Elles sont généralement rencontrées dans le sol, les eaux saumâtres, les eaux douces et les eaux de rivière et les lacs. Leur présence est liée à une contamination des matières organiques et leur prolifération entraîne la formation de gaz malodorants, hydrogène sulfuré par exemple (Rodier et al., 1996). Ces bactéries interviennent dans la corrosion des métaux en liaison avec les bactéries oxydantes du soufre et les bactéries ferrugineuses (Rodier et al., 1996).

1.10. Champignons (levures et moisissures)

Les champignons englobent toutes formes de moisissure et de levure (RTM, 2004). Il y a 113 genres de champignon et de moisissure repartis en 18 familles. On leur reconnaît une organisation biologique très distincte de celle des algues et des protozoaires. Ils sont dépourvus de pigments chlorophylliens, ils sont incapables d'effectuer la photosynthèse et tirent leur énergie de l'oxydation de composés chimiques organiques (Leclerc, 1975).

- **Levures** : micro-organismes aérobies, mésophiles qui à 25°C forment des colonies dans un milieu sélectif (Sabouraud). Elles se développent à la surface du milieu, en formant des colonies mates ou brillantes. En profondeur elles forment des colonies rondes et lenticulaires (A.F.N.O.R, 1993).
- **Moisissures** : Micro-organismes mésophiles, aérobies filamenteux qui, à la surface d'un milieu gélosé, développent habituellement des colonies étendues, plates ou duveteuses, présentant souvent des fructifications colorées et des formes de sporulation (A.F.N.O.R, 1993).

1.11. Cyanobactéries

Elles sont appelées aussi (algues bleu-vert) du fait de leur pigmentation. Il s'agit de bactéries photosynthétiques appartenant aux organismes procaryotes (Groupe Scientifique sur l'Eau, 2003). L'absence d'une membrane isolant leur noyau les assimile plutôt aux bactéries. Ce sont des bactéries à Gram négatives (Duy et al., 2000). Naturellement elles sont présentes en petit nombre dans les milieux aquatiques situés partout sur le globe. Cette omniprésence résulterait notamment de la capacité de plusieurs espèces à fixer l'azote atmosphérique (Falconer, 1999). Cependant, dans certaines conditions, les cyanobactéries, dont on connaît environ 150 genres et 2000 espèces (Robert et al., 2005) au monde peuvent proliférer jusqu'à dominer le milieu aquatique et former des fleurs d'eau (blooms).

L'arbre phylogénétique de la classification est basé sur la comparaison des séquences de l'ARN ribosomal 16S. Ainsi il existe trois domaines: bacteria, archaea et eucarya (fig.21). Les cyanobactéries sont situées dans le domaine "Bacteria" ainsi que les deux autres groupes de bactéries photosynthétiques: les bactéries pourpres et vertes (Woese et al., 1990). La classification de l'ensemble du groupe bactérien peut être résumée dans la figure 20, en s'inspirant de la systématique bactérienne de Bergey, (2001).

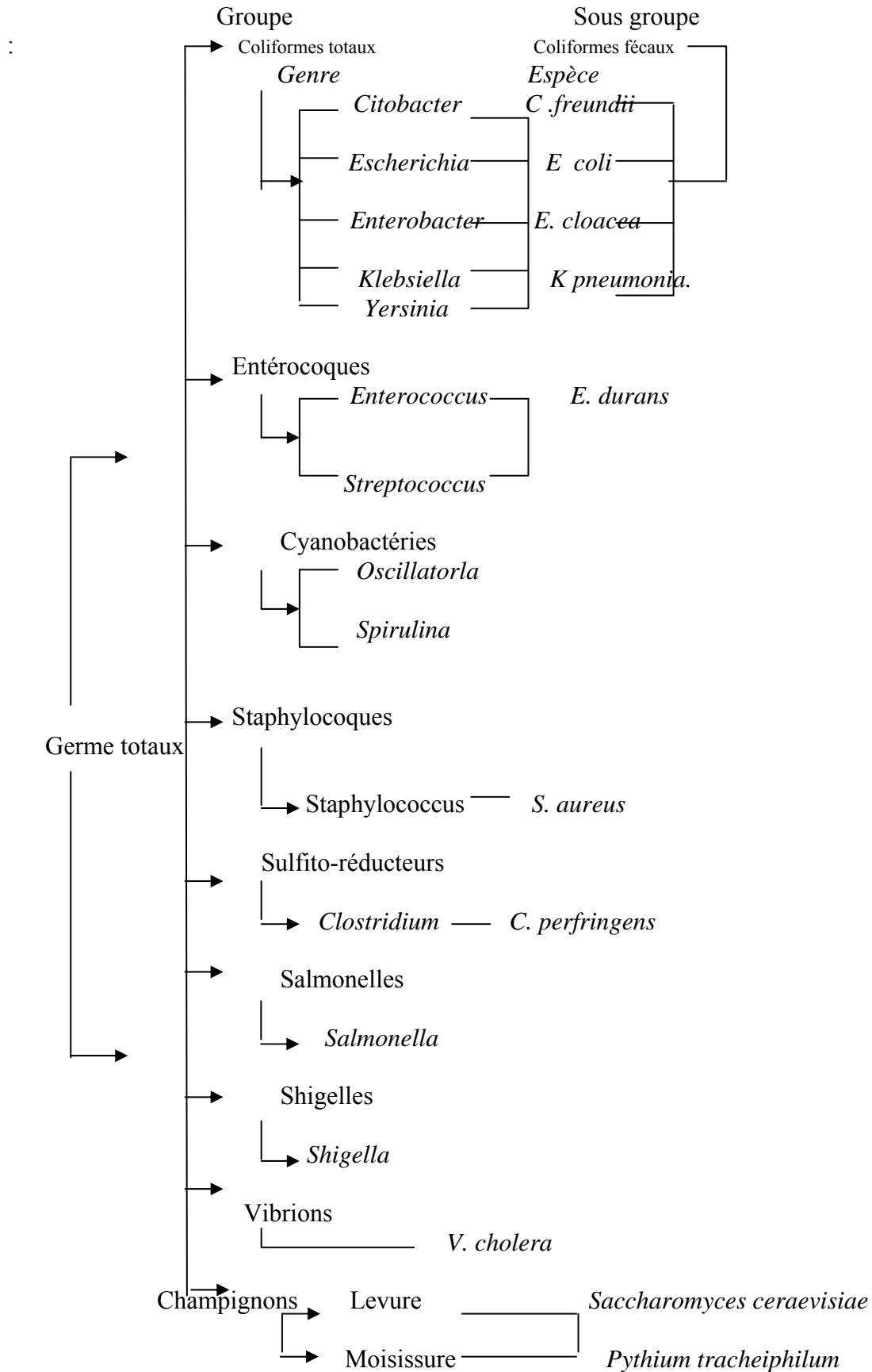


Figure 20: Principaux germes constitutifs de la flore microbienne de l'eau

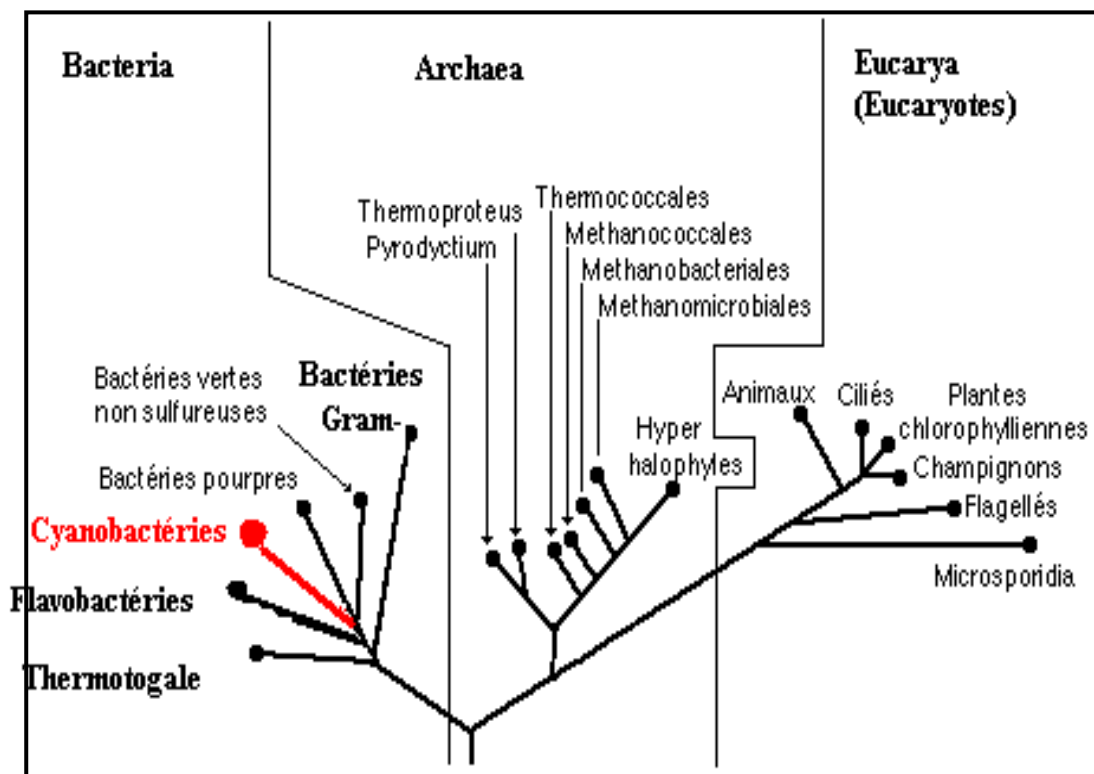


Figure. 21: Arbre phylogénique universel (Woese et al., 1990)

Les cyanobactéries constituent un groupe génétiquement et morphologiquement très hétérogène. Cette hétérogénéité est reflétée notamment par la taille de leurs génomes. Elles présentent une grande diversité morphologique. Certaines sont unicellulaires, sphériques ou en bâtonnets et se multiplient par divisions binaires. D'autres sont filamenteuses et se propagent par rupture du filament végétatif ou par germination des akinètes (spores). D'autres peuvent se différencier des cellules spécialisées, telles que les hétérocystes, les akinètes et les hormogonies. Un troisième groupe présente des ramifications qui peuvent être de plusieurs types. Cette hétérogénéité leur a permis de coloniser une grande majorité des écosystèmes terrestres ou aquatiques, ainsi que les milieux extrêmes chauds, salés, hypersalés et alcalins. Il existe des formes terrestres, marines et dulçaquicoles, libres et symbiotiques (Blais, 2006). Les différentes caractéristiques des cyanobactéries sont résumées dans le tableau 6.

Tableau 6 : Les différents points communs aux bactéries et aux algues phytoplancton. (Blais, 2006)

Caractéristiques des cyanobactéries	
Communes aux bactéries	Communes aux algues phytoplancton
<ul style="list-style-type: none"> - Organismes microscopiques - Organismes les plus primitifs - Absence de noyau dans leur cellule - Reste de la plupart des structures cellulaires assez simple 	<ul style="list-style-type: none"> - Organismes microscopiques - Chlorophylle a dans la cellule : pigment permettant de faire la photosynthèse et de produire de l'oxygène - Organismes vivant dans la colonne d'eau.

2. Qualité des eaux du lac de barrage

2.1. Qualité microbiologiques

L'état biologique des milieux aquatiques est évalué grâce à des réponses de divers organismes vivants (George et Servais, 2002). La présence ou l'absence de certains microorganismes permettent de nous informer sur la qualité microbiologique de cette eau. Nous nous sommes référés aux normes de la directive du conseil des communautés Européenne afin de décrire la possibilité d'utilisation de cette eau dans les différents domaines. Les normes de qualité microbiologique des eaux de surface seront prochainement modifiées à l'échelle européenne dans le sens d'un accroissement plus sévère, pour améliorer la qualité de la ressource (Garcia Armisen et al., 2005).

2.1.1. Critère pour la consommation en eau potable

La qualité bactériologique requise pour les eaux douces superficielles utilisées pour la production d'eau livrées à la consommation humaine doit respecter les normes de la directive du conseil des communautés européennes qui sont portées dans le tableau 7.

Tableau 7 : Normes des eaux destinées à la consommation
(George et Servais, 2002)

paramètres	Valeur guide A ₁	Valeur guide A ₂	Valeur guide A ₃
Coliformes totaux	50/100ml	5000/100ml	50000/100ml
Coliformes fécaux	20/100ml	2000/100ml	20000/100ml
Entérocoques	20/100ml	1000/100ml	10000/100ml
Salmonelles	Absence/5L	Absence/1L	

A₁: traitement physique simple et désinfection, (filtration et désinfection). A₂: traitement normal physique, chimique et désinfection (pré chloration, coagulation, floculation décantation, filtration, désinfection (Chloration finale)). A₃: traitement physique et chimique poussés, affinage et désinfection,

2.1.2. Critère pour la baignade

Les normes impératives pour la baignade, basées jusqu'à présent sur le dénombrement des coliformes totaux (CT) et des coliformes fécaux (CF), utiliseront dorénavant les indicateurs que sont *Escherichia coli* (EC) et les Entérocoques intestinaux (EI). Le tableau 8 reprend les normes actuelles et le projet de nouvelle norme européenne de la qualité des eaux de baignade.

Tableau 8 : Qualité microbiologique requise pour les eaux de baignade (a) et projet de normes européennes de qualité microbiologique des eaux de baignade (b)

(^a qu'il faut s'efforcer de respecter, ^b à ne jamais dépasser)

(Garcia Armisen et al., 2005)

a)

Paramètres	Norme guide ^a	Norme impérative ^b
Coliformes totaux	500/100ml	10000/100ml
Coliformes fécaux	100/100ml	2000/100ml
Entérocoques	100/100ml	
Salmonelles		0/10L

b)

Paramètres	Norme guide ^a	Norme impérative ^b
<i>Escherichia coli</i>	250/100ml	500/100ml
Entérocoques Intestinaux	100/100ml	200/100ml

Le potentiel des différents sites pour la baignade est évalué à l'aide du système de classification du programme Environnement Plage et de la fréquence à laquelle le critère de qualité relatif à la baignade qui est basé seulement sur la recherche d'*Escherichia coli*. La classification de la qualité bactériologique d'eau de surface est portée dans le tableau 9.

Tableau 9: Classification de la qualité bactériologique eaux de surface pour la baignade (Hébert, 2004)

Moyenne géométrique des concentrations en <i>E. coli</i> d'au moins six échantillons	Qualité bactériologique
0 à 20 UFC/100 ml	A .Excellente
21 à 100 UFC/100 ml	B .Bonne
101 à 200 UFC/100 ml	C .Passable
201 UFC/100 ml ou plus de 10 % des échantillons > 400 UFC/100 ml ¹	D .Polluée

Le potentiel pour la baignade est défini comme suit :

- Très bon à bon, si la baignade y est possible à une fréquence supérieure ou égale à 70%, et la moyenne géométrique saisonnière correspond à une qualité excellente ou bonne (classe A, B ou C)
- Faible, si la baignade y est possible à une fréquence se situant entre 50 et 70%,
- Très faible, si la baignade y est possible à une fréquence inférieure à 50%

2.1.3. Critère pour l'irrigation

Pour que cette eau soit utilisée pour l'irrigation, la directive de l'organisation mondiale de la santé (O.M.S.) a recommandé de respecter les normes qui sont portées dans le tableau 10, dans le cadre de minimiser les risques pour la santé publique.

Tableau 10: Qualité microbiologique requise pour les eaux destinées à l'irrigation. (O.M.S., 1990)

Catégorie	Nématode (Nb œuf/1L)	Coliformes fécaux UFC/100ml	Culture à irriguer
A	Maximum 1	≤ 1000	<i>Culture destinée à consommer crus, terrains de sport, jardin public</i>
B	Maximum 1	Aucune norme n'est recommandée	<i>Culture céréales industrielles et plantation d'arbre</i>
C	<i>Sans objet</i>	<i>Aucune norme n'est recommandée</i>	<i>Irrigation localisée des cultures de catégorie B</i>

2.2. Qualité physico-chimique

Pour déterminer la qualité physico-chimique des eaux de barrage, on s'est référé à la classification de l'agence nationale des ressources hydriques (A.N.R.H). Cette dernière a classé l'eau en quatre groupes de qualité (bonne à très polluée) (voir tableau 13, chapitre IV).

Chapitre III : Matériel et Méthodes

Chapitre III : Matériel et Méthodes

1. Période de suivi et l'échantillonnage

Notre étude a été réalisée durant une année complète (juin 2006 -mai 2007) avec des prélèvements mensuels. Douze unités d'échantillonnage ont été ainsi réalisées pour les six stations entre 9h et 13h 30 (tab.11) l'un à la surface et l'autre à 50 cm du fond du barrage.

Tableau 11 : Calendrier des prélèvements et caractéristiques climatiques pour chaque prélèvement

N°sortie	Date	Observations climatiques
1	17 Juin 2006	Ciel clair, vent faible
2	17 Juillet 2006	Ciel clair, vent fort
3	14 Août 2006	Ciel clair, vent faible
4	18 Septembre 2006	Pas de vent
5	21 Octobre 2006	Pas de vent
6	19 Novembre 2006	Ciel nuageux, vent moyen
7	23 Décembre 2006	Temps pluvial, vent faible
8	22 Janvier 2007	Ciel clair, vent faible
9	24 Février 2007	Ciel clair, vent faible
10	25 Mars 2007	Ciel clair, pas de vent
11	26 Avril 2007	Ciel clair, pas de vent
12	26 Mai 2007	Temps pluvial, vent moyen

2. Mode d'échantillonnage

Les prélèvements sont effectués en fonction de la profondeur:

2.3.Surface

A l'aide d'un flacon stérile en verre, recouvert du papier en aluminium et après avoir stérilisé les mains avec du l'alcool au préalable, on fait émerger les flacons dans l'eau 20 à 30cm de la surface (Rodier et al, 1996).

2.4.Fond

A l'aide de la bouteille à renversement, nous avons réalisé les prélèvements à 50 cm du fond. L'eau est récupérée immédiatement dans les flacons stériles

Pour l'examen microbiologique certaines précautions sont nécessaires :

- Il convient d'être attentif pour éviter toute contamination accidentelle de l'échantillon durant le prélèvement.
- Toute bouteille d'échantillonnage doit être clairement identifiable avec indication du lieu, de la date et de l'heure de prélèvement, la nature de l'eau et toutes autres informations pertinentes avant d'être expédiée au laboratoire d'analyse (Hakem, 2007)
- Les prélèvements sont acheminés le plus tôt possible dans une glacière à 4°C.
- L'échantillon doit être examiné de préférence avant 6 heures qui suivent les prélèvements.

3. Traitement des échantillons

Les échantillons sont transportés dans une glacière à 4°C (Rodier et al., 1996) afin de ne pas modifier les caractères biologiques et physico-chimiques des eaux du barrage. Les analyses microbiologiques réalisées sur l'eau au niveau du laboratoire d'hygiène HURBAL ont concerné la recherche et le dénombrement des germes suivants :

1. La flore mésophile (Germes totaux)
2. Les coliformes totaux
3. Les coliformes fécaux
4. Confirmation de la présence d'*Escherichia coli*
5. Les Entérocoques
6. Les staphylocoques
7. Les Salmonelles et Shigelles.
8. Les Clostridium
9. Les Vibrions
10. Les champignons (levures et moisissures).

Concernant les analyses physico-chimiques et le dénombrement des cyanobactéries, ils ont été réalisés au niveau du laboratoire d'Ecologie Animale de la Faculté des sciences Biologiques à l'Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene. Elles ont concerné l'analyse des paramètres suivants :

- 1) Température
- 2) Potentiel d'hydrogène (pH)
- 3) Conductivité
- 4) Potentiel redox
- 5) Oxygène dissous
- 6) Salinité
- 7) Transparence
- 8) Matière en suspension (MES)
- 9) Chlorophylle « a »
- 10) DBO₅
- 11) Sels nutritifs (Nitrates NO⁻₃, Nitrites NO₂, Calcium Ca⁺, Magnésium Mg⁺, Chlorure Cl⁻, Orthophosphates PO₄ et carbonates).

3.1. Paramètres physico-chimiques

Quelques paramètres physico-chimiques tels que la température, la conductivité, le potentiel d'hydrogène, l'oxygène dissous et le potentiel redox sont réalisés in situ à l'aide d'un analyseur multiparamètre.

3.1.1. Température

La température de l'eau est l'un des paramètres de confort pour les usagers, elle permet également de corriger les paramètres à analyser dont les valeurs sont liées à la température (conductivité notamment).

3.1.2. Conductivité

La conductivité mesure la capacité de l'eau à conduire le courant entre deux électrodes. Elle permet d'apprécier la qualité des sels dissous dans l'eau, elle est également en fonction de la température de l'eau. Elle est d'autant plus importante lorsque la température augmente.

3.1.3. Potentiel redox

Le potentiel d'oxydoréduction est une des caractéristiques fondamentales des milieux aquatiques. Il est lié à un transfert d'électrons et fonction de l'équilibre des formes réduites et oxydées des composés chimiques. Sa mesure permet de suivre notamment en absence d'oxygène, les évolutions de certaines substances, et l'activité microbienne qui est y toujours liée (Gaujous, 1995).

3.1.4. Potentiel hydrogène (pH)

Ce paramètre caractérise un grand nombre d'équilibre physico-chimique. Il mesure la concentration en ions H⁺ de l'eau. L'alcalinité ou l'acidité d'une eau est essentiellement déterminée par le pH optimum pour la croissance des micro-organismes dans l'eau qui varie de 6,5 à 7,5. Le changement de pH dans un milieu naturel traduit les résultats des actions biologiques et affecte la viabilité des microorganismes.

3.1.5. Oxygène dissous

La teneur de l'oxygène dissous en milieu aquatique dépend de plusieurs phénomènes de nature physico-chimique et biologique du milieu. Il dépend de la température de l'eau, de l'élévation du niveau du milieu aquatique et de la salinité de l'eau. Les épisodes nocifs d'appauvrissement en oxygène surviennent souvent en été (eau chaude). L'oxygène dissous est essentiel à la plupart des organismes aquatiques, et la perte d'oxygène peut avoir des conséquences graves pour la vie aquatique (Chambers et Mills, 1996).

3.1.6. Transparence

La transparence de l'eau dépend de sa richesse en matière en suspension. A l'aide d'un disque de Secchi (couleur blanche, 30cm de diamètre), on mesure la profondeur à laquelle disparaît le disque.

3.1.7. Demande biochimique en oxygène (DBO₅)

C'est la quantité d'oxygène exprimé en mg/l, consommée par les biomasses épuratrices pendant 5 jours. Cette consommation correspond à la satisfaction des besoins respiratoires des microorganismes dégradant la matière polluante "biodégradable" de l'échantillon.

Principe (méthode électrochimique)

On réalise une première mesure de la concentration en dioxygène dissous dans un échantillon immédiatement après son prélèvement C₀ et on répète l'opération cinq jours plus tard après incubation à 20°C et à l'obscurité C₅. La différence entre les deux valeurs mesurées constitue la DBO₅ (demande biologique en oxygène à cinq jours)(Dides, 1999).

$$DBO_5 \text{ mg/l} = C_0 - C_5$$

C₀: concentration initiale

C₅: concentration finale après cinq jours.

3.1.8. Matières en suspension (MES)

Ce sont des matières pouvant être retirées de l'effluent par filtration. Les matières organiques en suspension aboutissent à la consommation d'oxygène conduisant à une perturbation de la vie aquatique. Elles sont généralement à l'origine de la mauvaise pénétration de la lumière dans les eaux naturelles (Rodier et al., 1996).

L'eau est filtrée par un filtre de taille 0,45µm. Ce dernier est séché, pesé avant et après filtration. La différence de poids permet de connaître la masse totale de MES dans le volume d'eau filtré (Aminot et Chaussepied, 1983).

Expression des résultats : **MES (mg/l) = [(M₁-M₀).10⁶]/V**

M₀ : masse du filtre avant filtration.

M₁ : masse du filtre après séchage à 105°C.

V : volume d'eau filtrée

3.1.9. Chlorophylle « a »

La chlorophylle « a » est un pigment essentiel pour la réalisation de la photosynthèse.

La mesure de la chlorophylle nous permet d'estimer la productivité primaire.

La méthode consiste à filtrer un volume d'eau à travers un filtre. Ce dernier sera immergé dans un solvant (extraction des pigments). L'absorbance est mesurée avant et après acidification de l'extrait (Aminot et Chaussepied, 1983)

Expression des résultats suivant l'équation de Lorenzen (CNEXO, 1983) :

$$\text{Chlorophylle « a » mg/m}^3 = \frac{26,7 (A^{\text{na}665} - A^{\text{a}665}) \cdot v}{V \cdot l}$$

V : volume d'eau filtrée en l

v : volume de solvant d'extraction en ml

l : longueur du trajet optique de la cuve de mesure en cm

A^{na}665 : absorbance nette corrigée (avant acidification)

A^a665 : absorbance nette corrigée (après acidification).

3.1.10. Sels nutritifs

Les principes et les méthodes de dosage sont résumés dans le tableau 12.

Tableau 12: Méthodes de mesures des sels nutritifs (Rodier et al., 1996).

Les éléments	Réactifs utilisés	mode opératoire	calcul
calcium	Solution saturée d'oxalate d'ammonium, solution saturée de chlorure ammonium, solution d'orange de méthyle 1%, HCL pur. ammoniac pur	-filtrer le contenu après 24h de repos, -lavage, minéralisation et peser le précipité.	Ca (mg/l)= $M \times 5 \times 0,701$ M : masse du précipité calcinée
magnésium	HCl pur (d=1,17) Solution de phosphate d'ammonium 25% Ammoniac pur	après élimination du calcium, le magnésium est précipité sous forme de phosphate amoniacomagnésium, qui permet le dosage des ions magnésium après calcination	Mg (mg/l)= P $\times 1,086$ P : poids du filtre calciné
Nitrate	Salicylate de sodium, acide sulfurique Tartrate double de sodium et potassium	- mesurer l'absorbance à 415nm	Selon la courbe d'étalonnage
Phosphate	Solution molybdate d'ammonium, acide sulfurique, solution d'acide ascorbique, solution d'oxotartrate de potassium.	-homogénéisation du contenu (échantillon + réactif) - mesurer l'absorbance à 885 mn	Selon la courbe d'étalonnage
Chlorure	Acide Nitrique pur, solution de Nitrate d'Argent 0,1N, solution de thiocyanate de potassium ou d'ammonium 0,1N, Alun ferrique Ammoniacal (solution saturée décolorée par quelques gouttes d'acide nitrique)	-En présence d'acide nitrique et l'excès de nitrate d'argent, se fait la précipitation des chlorures -Déterminée par une solution titrée de thiocyanate potassium et d'alun ferrique.	Cl mg/l=(V- v) $\times 10 \times 3,55$ V : volume de thiocyanate versé
Carbonate	Solution méthyle orange, solution HCl 0,1N	-Titration par la solution acide chlorhydrique.	HCO ₃ mg/l= $V \times 0,015$ V : volume d'acide chlorhydrique

3.2. Paramètres microbiologiques

3.2.1. Dénombrement des germes totaux

On introduit successivement 1ml de la solution mère et des dilutions (10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3}), dans des boîtes de Pétri stériles (fig.1, annexe 4). On complète ensuite chacune des boîtes avec environ 20 ml de gélose TGEA ou PCA fondue puis refroidie à $45 \pm 1^\circ\text{C}$. On fait ensuite des mouvements circulaires en forme de (8) pour permettre à l'inoculum de se mélanger à la gélose. On incube à 30°C pendant 72°C (Lebres, 2002).

Après incubation, on compte le nombre des colonies par boîtes de Pétri, en prenant en considération seulement celles qui ont 15 à 300 colonies. On obtient le nombre des colonies suivant cette formule :

$$N \text{ UFC/ml} = \frac{\text{Nombre de colonies dénombrées}}{\text{Volume de l'échantillon analysé en ml}}$$

UFC : Unité Formant Colonie

Cette méthode permet de dénombrer les bactéries hétérotrophes aérobies et anaérobies (BHAA) facultatives présentes dans un échantillon d'eau. Elle représente une mesure quantitative des bactéries viables sur un milieu de culture déterminé. Les bactéries dénombrées requièrent de la matière organique comme source de carbone (hétérotrophes) et sont cultivées à des températures optimales (mésophiles) avec ou sans présence d'oxygène (Aérobies et anaérobies facultatives). Cette méthode permet d'isoler et de dénombrer un groupe relativement varié d'espèce de bactéries sans égard à leur étiologie (pathogénicité) (CEAEQ, 2005).

3.2.2. Dénombrement des coliformes totaux, fécaux et *Escherichia coli*

La détection des bactéries (coliformes) dans les eaux de barrage est réalisée par deux méthodes: la détermination du Nombre le Plus Probable (NPP) en milieu liquide, et le dénombrement des Unités Formant Colonie (UFC) après incubation sur milieu gélosé spécifique (AFNOR, 1990). Ces techniques sont préconisées dans la plupart des normes de qualité des eaux.

La méthode de détermination du NPP consiste à inoculer, à l'aide de solution mère et des dilutions décimales de l'échantillon à analyser, une série de tube contenant un milieu nutritif (BCPL D/C, S/C) qui n'est pas véritablement sélectif mais qui permet de mettre en évidence la fermentation de lactose. Après une incubation de 24h à 37°C (test présomptif), les tubes positifs sont repiqués pour un test confirmatif. Ce dernier est dans un milieu sélectif contenant des sels biliaires ou agents de surface. L'incubation se fait pendant 24 à 48 h à 37°C (coliformes totaux (CT)) ou 44°C (Coliformes fécaux (CF)). La loi de poisson permet de calculer le NPP par unité de volume sur la base du nombre de tubes positifs comptés pour les diverses dilutions.

La méthode de détermination du nombre d'UFC est plus couramment utilisée en raison de sa simplicité et de son faible coût. Elle consiste à filtrer sur une membrane stérile de porosité 0,45µm, l'échantillon d'eau. La membrane est mise à incuber sur milieu gélosé sélectif à 37°C pendant 48h (CT, Staphylocoque et Entérocoques) ou à 44°C pendant 24h (CF). Les colonies typiques sont dénombrées sur le milieu gélosé. Le résultat est exprimé par 100ml d'échantillon brut.

1. Méthode NPP

La recherche de coliformes en milieu liquide BCPL fait appel à deux tests consécutifs:

- le test de présomption qui est réservé à la recherche des coliformes totaux.
- le test de confirmation qui est encore appelé test de Mac Kenzie qui est réservé à la recherche des coliformes fécaux à partir des tubes positifs du test de présomption.

-Test de présomption (fig.2, annexe 4)

On porte aseptiquement à partir de l'eau à analyser:

- 50 ml dans un flacon contenant 50 ml de milieu BCPL D/C muni d'une cloche de Durham
- 5 fois 10 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu BCPL D/C muni d'une cloche de Durham
- 5 fois 1 ml dans 5 tubes contenant 10 ml de milieu BCPL S/C muni d'une cloche de Durham. Il faut Chasser le gaz présent éventuellement dans les cloches de Durham et bien mélanger le milieu et l'inoculum. L'incubation se fait à 37°C pendant 24 à 48 heures.

-Lecture : sont considérés comme positifs les tubes présentant à la fois :

- un dégagement gazeux (supérieur au 1/10 de la hauteur de la cloche),
- un trouble microbien accompagné d'un virage du milieu au jaune (ce qui constitue le témoin de la fermentation du lactose présent dans le milieu).

Ces deux caractères sont témoins de la fermentation du lactose dans les conditions opératoires décrites. La lecture finale se fait selon les prescriptions de la table du NPP (annexe 2).

-Test de confirmation ou test de Mac Kenzie (fig.3, annexe 4)

Il est basé sur la recherche de coliformes thermotolérants parmi lesquels *Escherichia coli*. Les coliformes thermotolérants ont les mêmes propriétés de fermentation que les coliformes mais à une température différente de 44°C. Les tubes de BCPL trouvés positifs lors du dénombrement des coliformes totaux feront l'objet d'un repiquage à l'aide d'une öse bouclée dans un tube contenant le milieu Schubert muni d'une cloche de Durham. Chasser le gaz présent éventuellement dans les cloches de Durham et bien mélanger le milieu et l'inoculum. L'incubation se fait cette fois-ci à 44°C pendant 24 heures.

-Lecture : sont considérés comme positifs, les tubes présentant à la fois :

- un dégagement gazeux
- un anneau rouge en surface, témoin de la production d'indole par *Escherichia coli* après adjonction de 2 à 3 gouttes du réactif de Kovacs. La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table du NPP.

N.B : Etant donné que les Coliformes fécaux font partie des Coliformes totaux, il est pratiquement impossible de trouver plus de Coliformes fécaux que de Coliformes totaux.

2. Filtration sur membrane (A.F.N.O.R., 1993)

La colimétrie par filtration est une méthode rapide, simple, normalisée mais nécessitant la disponibilité d'une rampe de filtration (fig.4, annexe 4). Les étapes de filtration sont comme suites :

- Stériliser un entonnoir à l'aide d'un bec bunsen.
- Refroidir l'entonnoir soit avec l'eau à analyser ou bien avec de l'eau distillée stérile.
- Mettre en place de façon aseptique une membrane de 0,45µ entre la membrane poreuse et l'entonnoir à l'aide d'une pince stérile.
- Fixer ce dernier avec la pince correspondante.

2.1. Dénombrement des coliformes (totaux, fécaux)

- Remplir de façon aseptique l'entonnoir avec 100 ml d'eau à analyser.
- Actionner la pompe à vide pour permettre le passage de l'eau à travers la membrane.
- Retirer ensuite la membrane à l'aide d'une pince stérile et la placer dans une boîte de Pétri de 45 mm de diamètre contenant de la gélose TTC.
- Cette membrane sera incubée à 37°C, pendant 24 heures et servira à la recherche des coliformes totaux.

- La deuxième membrane sera incubée à 44°C, pendant 24 heures et servira à la recherche des coliformes fécaux.

La lecture est réalisée après 24 heures d'incubation, les coliformes totaux et fécaux apparaissent sous forme de petites colonies jaunes (fig.4, annexe 4) ou orangées (lactose positive), lisses, légèrement bombées. Le nombre de colonies trouvées sera exprimé dans 100 ml d'eau à analyser.

2.1.1. Test de confirmation

Quelques tests biochimiques sont réalisés pour confirmer la présence d'*E. coli* (fig.4, annexe 4).

- Recherche de l'oxydase :

Imbiber un disque d'oxydase avec une goutte d'eau distillée puis déposer une colonie caractéristique. La réaction positive est immédiate, elle se traduit par un virage eu bleu violet foncé.

- Recherche de la production d'indole :

- Transférer chaque colonie caractéristique séparément (5 à 10 colonies) dans un tube contenant 3ml de bouillon au tryptophane. Bien triturer la colonie dans le milieu.
- Après incubation à 44±0,5°C pendant 24 heures, ajouter 2 à 3 gouttes du réactif de Kovacs. La présence d'une coloration rouge cerise (fig.4, annexe4) à la surface du bouillon traduit la production d'indole à partir du tryptophane présent dans le milieu.

La lecture est faite pour les bactéries coliformes représentant, toutes les colonies caractéristiques (jaune), dépourvues de l'enzyme oxydase et non productrices d'indole. Les bactéries *Escherichia coli* représentent, toutes les colonies caractéristiques (rouge), dépourvues de l'enzyme oxydase, mais productrices d'indole à 44°C.

Le nombre d'unité format colonie est effectué selon la formule suivante :

$$a = \frac{b}{A} \cdot C$$

Où:

a : nombre de bactéries d'*Escherichia coli* ;

b : nombre de colonies caractéristique répondant aux critères d'identification.

C : nombre total de colonie trouvée dans la boîte

A : nombre de colonies caractéristiques repiquées.

2.1.2. Identification des coliformes (A.F.N.O.R., 1993)

Quelques souches récupérées sur le milieu sélectif ont fait l'objet d'une identification par la méthode classique.

a) Etude microscopique

- Etat frais (sans fixation): consiste à examiner les microorganismes sur une lame et permet d'apprécier la forme, la mobilité et son mode de regroupement.
- Coloration de Gram (fixation à la couleur) : permet de classer les microorganismes selon la structure et la composition de leur paroi (Gram positif ou gram négatif).

Son mode d'emploi est le suivant :

- 1- Fixation du frottis : une goutte de suspension bactérienne est étalée sur une lame, puis fixer à la chaleur (plusieurs passages sur la flamme de bec benzen)
- 2- Coloration : mettre le colorant violet de gentiane sur le frottis, laissé agir pendant 1mn 30.

3- Mordançage : mettre le lugol sur le frottis pendant 45 secondes (effectuer 2 bains successifs)

4- Décoloration : décolorer à l'alcool 90° pendant 30 secondes, rincé avec un jet d'eau.

5- Recoloration : recouvrir de la fuchine, laissé agir pendant 1mn 30 à 2mn, rincer à l'eau. Faire sécher le frottis, puis observer à l'objectif x 100 avec l'huile à immersion.

Les bactéries à :

- Gram positif sont colorées au bleu violet (gardent la couleur du 1^{er} colorant)
- Gram négatif sont colorées en rose.

b) Etude des caractères biochimiques (Marchal et Bourdon, 1989).

• Type respiratoire

Il permet de classer les bactéries selon leur type respiratoire :

1. Ensemencer quelques germes à étudier par piqûre centrale, dans une gélose viande foie
2. Incuber à 37°C pendant 24h.
3. La lecture se fait comme suit :
 - Croissance en surface et sous forme de voile : Bactéries aérobies strictes
 - Croissance au fond du tube : Bactéries anaérobies strictes :
 - Croissance à environ 1cm de la surface : Bactéries micro aérophiles
 - Croissance tout au long du tube : Bactéries aéro-anaérobies facultatives.

• Dégradation des sucres sur le milieu (TSI)

Il permet de mettre en évidence la fermentation du lactose, du glucose et du saccharose avec ou sans dégagement gazeux et la production d'hydrogène sulfuré (H₂S), suivant cette technique (fig. 5a, annexe 4).

1. Ensemencer les germes à étudier en stries sur la pente et en piqûre profonde du culot, sans visser le bouchon à fond afin de permettre une légère aération.
2. Incuber à 37°C pendant 24h.
3. La lecture se fait comme suit:
 - Culot rouge : Souche ne dégrade pas le glucose.
 - Culot jaune : Souche dégrade le glucose
 - Pente rouge: Souche ne dégrade pas le lactose et le saccharose
 - Pente jaune : Souche dégrade le lactose et le saccharose
 - Décollement de la gélose : Souche gazogène
 - Noircissement de la gélose au niveau de la piqûre interface culot/ paroi : la souche produit H₂S.

• Test de l'uréase en milieu urée indole

Ce test permet de faire deux lectures :

- Mise en évidence de l'uréase
- Production d'indole (fig.5b, annexe 4):
 1. Ensemencer le milieu urée indole à partir d'une culture jeune de la souche à étudier
 2. Incuber à 37°C pendant 24h
 3. La lecture se fait comme suit :
 - Coloration rouge ou rose violacé qui traduit une alcalinisation du milieu suite à l'hydrolyse de l'urée : Souche uréase positive
 - Coloration orange donc pas d'alcalinisation : Souche uréase négative.

Pour la recherche d'indole :

Dans le même tube, on ajoute quelques gouttes du réactif Kovacs.

S'il y a apparition d'un anneau rouge cerise : Indole positif.

Absence d'anneau rouge : indole négatif.

- **Recherche de la TDA**

Il permet la mise en évidence de l'acide pyruvique formés grâce au tryptophane désaminase bactérienne, suivant cette technique :

1. Ensemencer quelques germes de la souche à étudier dans le milieu urée-indole
2. Incuber à 37°C pendant 24h
3. Ajouter quelques gouttes du réactif TDA
4. la lecture se fait comme suit :
 - Obtention d'un précipité marron foncé : Souche TDA positive
 - Absence d'un précipité : Souche TDA négative.

- **Test d'ONPG. (Ortho-Nitro-Phényl-Galactopyranoside)**

Il permet la mise en évidence la recherche de l'enzyme β -galactosidase ou un galactoside artificiel tel que l'ONPG et la production de l'Ortho-nitrophénol de couleur jaune, soluble dans l'eau, suivant cette technique (fig.6c, annexe 4) :

1. Réaliser une suspension bactérienne dans 1ml d'eau distillée stérile à partir d'une culture bactérienne cultivé sur la gélose TSI.
2. Ajouter un disque d'ONPG
3. Incuber à 37°C pendant 24h.
4. La lecture se fait comme suit:
 - Milieu jaune : Souche ONPG positif
 - Milieu incolore : Souche ONPG négatif

- **Test mannitol mobilité**

Il permet la recherche simultanée de la mobilité et de l'utilisation du mannitol suivant cette technique (fig.6d, annexe 4) :

1. Ensemencer le milieu par piqûre centrale
2. Incuber à 37°C pendant 24h.
3. La lecture se fait comme suit :
 - Les bactéries immobiles se cultivent uniquement le long de la strie d'ensemencement
 - Les bactéries mobiles diffusent à partir de la ligne d'ensemencement en créant un trouble du milieu.
 - Milieu jaune: mannitol fermenté, - Milieu reste rouge: mannitol non fermenté.

- **Mise en évidence du citrate perméase**

Il permet la mise en évidence de l'utilisation du citrate comme seule source de carbone et d'énergie, suivant cette méthode (fig.6e, annexe 4).

1. Ensemencer par une strie longitudinale sur la pente quelques germes d'une culture pure de la souche à étudier
2. Incuber à 37°C pendant 24h à 7jours.
3. La lecture se fait comme suit
 - Virage de la couleur du vert au bleu (alcalinisation de milieu) : Citrate perméase positive
 - Pas de virage de milieu : Citrate perméase négative.

- **Test de MEVAG (milieu d'étude de la voie d'attaque des glucides)**

Il permet de distinguer les deux processus métaboliques du glucose (voie fermentative ou oxydative), suivant cette méthode :

1. Ensemencer par piqûre centrale au fil droit le milieu MEVAG.

2. Recouvrir l'un des deux tubes d'huile de vaseline ou de paraffine de manière à assurer l'anaérobiose
 3. Incuber à 37°C pendant 24h à 48h
 4. La lecture se fait comme suit :
 - Acidification en surface dans le tube à l'air et pas de changement dans le tube paraffiné: Métabolisme oxydatif
 - Acidification dans les deux tubes avec ou sans gaz : Métabolisme fermentaire.
- L'identification des souches étudiée se fait, en se référant au tableau 20 de l'annexe2.

3.2.3 Recherche d'Entérocoques par filtration sur membrane

La recherche et le dénombrement des Entérocoques sont réalisés par la méthode de filtration sur membrane.

Même mode opératoire que celui des coliformes, sauf que le milieu de culture diffère (fig.7a, annexe 4). La membrane est retirée à l'aide d'une pince stérile après filtration et placée dans une boîte de Pétri contenant de la gélose SLANETZ et BARTLEY. L'incubation se fait à 37°C, pendant 24 heures. Les Entérocoques apparaissent sous forme de petites colonies rouges, marron ou roses, lisses, légèrement bombées. Ces dernières sont dénombrées puis réisolées sur la gélose biliee à l'esculine pour une confirmation. Après 2h à 24h d'incubation, les colonies apparaissent d'une couleur noire.

a. Identification des souches

Les souches récupérées sur le milieu de Slanetz, ont fait l'objet d'une identification par la méthode classique.

a. 1. Etude microscopique (coloration de Gram)

a. 2. Etude biochimique : Les différents tests réalisés sont les suivants.

1. Type respiratoire (traité avec les coliformes)
2. Type de métabolisme du glucose (MEVAG) (Marchal et Bourdon, 1989)
3. Croissance sur le milieu bile esculine (Marchal et Bourdon, 1989)
4. Test de catalase : Une goutte d' H_2O_2 plus une cellule bactérienne : la réaction est positive, s'il y a immédiatement dégagement de bulle d'air qui représente le gaz dioxygène, suivant cette réaction : $2 H_2O_2 \rightarrow 2H_2O+O_2$

3.2.4. Recherche des Staphylocoques

La recherche et le dénombrement des Staphylocoques sont réalisés par la méthode de filtration sur membrane (fig.7b, annexe 4), en suivant le même mode opératoire que la colimétrie. Le filtre récupéré sera déposé dans une boîte de Pétri contenant de la gélose CHAPMAN. L'incubation se fait à 37°C pendant 24 heures. La lecture se fait sur les colonies de couleur jaune qui subissent le test de catalase pour une confirmation.

3.2.5 Recherche des Clostridium sulfito-réducteurs

On met (fig.8a, annexe 4) :

1. 5ml de l'eau à analyser dans chacun des 4 tubes différents et stériles, qui seront par la suite soumis à un chauffage de l'ordre de 80°C pendant 8 à 10 minutes, dans le but de détruire toutes les formes végétatives des Clostridium éventuellement présentes.
2. Refroidir immédiatement le tube en question, sous l'eau du robinet.
3. Ajouter environ 18 à 20 ml de gélose Viande Foie, fondue puis refroidie à $45 \pm 1^\circ C$, additionnée d'une ampoule d'Alun de fer et d'une ampoule de Sulfite de sodium.

4. Mélanger doucement le milieu et l'inoculum en évitant les bulles d'air et en évitant l'introduction d'oxygène.

5. Laisser solidifier sur paillasse pendant 30 minutes environ, puis incubé à 37°C, pendant 24 à 48 heures.

La première lecture doit absolument être faite à 16 heures, car très souvent les colonies des *Clostridium sulfito-réductrices* sont envahissantes. Dans ce cas on se trouverait en face d'un tube complètement noir rendant ainsi l'interprétation difficile voire impossible. Dans cette situation l'analyse sera refaite en utilisant des dilutions décimales de 10^{-1} voire 10^{-2} . La deuxième lecture se fera à 24 heures et la troisième et dernière à 48 heures. Il faut dénombrer toute colonie noire de 0,5 mm de diamètre, poussant en masse.

3.2.6. Recherche des Salmonelles et Shigelles

La recherche de ces germes nécessite des enrichissements :

1. Premier enrichissement (fig. 8b, annexe 4).

100 ml d'eau à analyser est placée sur le milieu de Sélénite - Cystéine D/C réparti à raison de 100 ml par flacon. L'incubation se fait à 37°C pendant 18 à 24 heures.

2. Deuxième enrichissement.

Ce flacon fera l'objet d'une part, d'un deuxième enrichissement sur milieu Sélénite en tubes à raison de 0,1 ml et d'autre part, d'un isolement sur gélose Hektoen. L'incubation se fait à 37°C pendant 24 h.

3. Lecture des boîtes et identification.

- le tube de Sélénite fera l'objet d'un isolement,
- la boîte de gélose Hektoen subira une lecture en tenant compte du fait que les *Salmonella* se présentent le plus souvent sous forme de colonies de couleur gris bleu à centre noir.
- Les colonies suspectes subissent un test de confirmation par l'ensemencement d'un tube de Kligler (TSI) qui sera incubé à 37°C pendant 24h pour mettre en évidence la dégradation des sucres (Lactose, Saccharose, Glucose) et la production de gaz et H₂S.

3.2.7. Recherche des Vibrions

La recherche de ces germes nécessite des enrichissements :

1. Premier enrichissement.

On ajoute aseptiquement 450 ml d'eau à analyser à 50 ml du milieu Eau Peptonée Alcaline 10 fois concentrée puis on incube à 37°C pendant 18 à 24 heures.

2. Deuxième enrichissement et isolement.

A partir du flacon on réalise : un deuxième enrichissement sur milieu EPA en tubes à raison de 1 ml et un isolement sur gélose GNAB1. L'incubation se fait donc à 37°C pendant 24 heures.

3. Lecture des boîtes et l'identification.

- D'une part, le tube d'EPA fera l'objet d'un isolement sur GNAB 2,
- D'autre part, la boîte de gélose GNAB 1 subira une lecture en tenant compte du fait que les Vibrions se présentent le plus souvent sous forme de grosses colonies lisses et transparentes caractéristiques.

3.2.8. Recherche des champignons (Levures et moisissures)

Le dénombrement des levures et moisissures est effectué à partir de 1ml d'eau à analyser ensemencée dans des boîtes de pétri stériles puis couler 15 ml du milieu gélosé OGA additionner avec un additif oxytetracycline. Après incubation à 25°C pendant 5 jours, on

procède au comptage des colonies pour chaque boîte en utilisant la même formule que les germes totaux (A.F.N.O.R., 1993).

3.2.9. Recherche des Cyanobactéries

Les cyanobactéries sont recherchées et dénombrées à l'aide d'un microscope inversé. Après avoir sédimenté 10ml de l'échantillon dans une cuve d'Utermôh, on effectue une observation à deux grossissements (X 25, X40). La détermination des espèces a été faite en utilisant les clés de Bourrely, 1972 et Bourrely, 1985. Le nombre de cellule(c/l) estimé est le suivant (A.N.R.H., 2007) (annexe2) :

$$D = \frac{\text{Nombre d'organismes dénombrés} \times \text{nombre de champs} \times 1000}{\text{Nombre de champs prospectés} \times \text{volume concentré}}$$

4. Approche statistique multidimensionnelle

4.1. Abondance et l'abondance relative

C'est une variable quantitative qui désigne le nombre total de l'individu de l'espèce. L'abondance relative d'une espèce est le nombre d'individus de cette espèce par rapport au nombre total d'individus des groupes ou des peuplements. La valeur de l'abondance relative est donnée en pourcentage selon la formule :

$$A = \frac{N}{ni} \cdot 100$$

A : abondance relative

N : nombre d'individu d'une espèce

ni : nombre totale d'individus

4.2. Comparaison entre deux tests bactériologiques par Student

C'est un test de significativité qui peut être employé, lors de la comparaison de deux moyennes. Il n'est utilisé qu'à deux conditions : les distributions des moyennes sont normales et leurs variances sont de même taille. Ce test nous permet de révéler la différence qui existe entre deux méthodes bactériologiques pour la recherche et le dénombrement des coliformes totaux, les coliformes fécaux et *E. coli* par la méthode de filtration sur membrane et celle du NPP.

4.3. Analyse des composantes principales (ACP)

L'étude de l'ensemble des corrélations entre les différentes variables du système, devrait constituer une approche plus complète de la notion de qualité des eaux. Il existe un outil statistique l'analyse en composantes principales (ACP) qui est adapté à ce type d'étude. Il nous permettra dans une approche classique, d'étendre nos observations à l'ensemble des variables de ce système. Notre attention sera focalisée sur la corrélation qui existe entre les différentes variables et l'évaluation sur la qualité des eaux en considérant les données des paramètres microbiologiques et physico-chimiques durant la période d'étude. Elle a été réalisée à l'aide du logiciel Statistica 7.

4.4. Test de droite de régression

Ce test montre l'existence d'une relation linéaire, il est utilisé pour estimer la nature d'une relation qui existe entre deux variables dépendantes.

Chapitre IV : Résultats et discussion

Chapitre IV : Résultats et discussion

IV.1 Paramètres physico-chimiques

1.1. Température

La température des eaux du barrage est élevée au mois de juillet (30,09°C), correspondant aux valeurs des six stations étudiées (fig.22a). La plus faible moyenne est observée aux mois de décembre 2006 et janvier 2007 (13,01°C). A partir du mois de septembre 2006, le lac commence à perdre la chaleur d'eau par le refroidissement atmosphérique, ainsi l'eau de surface devient plus froide et plus dense que l'eau sous-jacente. À la fin de l'hiver, la température de la colonne d'eaux est quasiment homogène (annexe1,tabl.2). Nous avons remarqué que l'amplitude thermique entre la surface et la profondeur de 11m est faible (2,2°C maximale au mois d'avril). A partir de là, nous pouvons avancer que cette homogénéisation résulterait d'un brassage continu d'eau qui faciliterait la transmission de l'information thermique. Ceci résulte de l'absence d'une stratification thermique dans ce lac qui est de moyenne profondeur. Les variations climatiques saisonnières peuvent modifier indirectement la stratification thermique. La température influe sur la densité de l'eau du barrage. Elle présente un facteur d'accroissement de la productivité biologique et peut perturber fortement le milieu (Gaujous, 1995).

Concernant les stations (fig.22b), nous avons enregistré la plus faible température annuelle à la surface au niveau de la station B (21,3°C). Ceci peut être expliqué par la présence sur tout le pourtour de cette station d'une végétation dense. Contrairement à la station C (26,23°C) qui est dénudée. En générale la température de l'eau varie en fonction des mois, des saisons (Vinçon-Leite, 1991 ; Yon, 2004) et en fonction de la profondeur du barrage. En surface elle est due à l'ensoleillement. Celle du fond est en relation avec la concentration de matière en suspension, la turbidité et la biomasse algale présentes dans l'eau qui empêchent la pénétration des rayons du soleil (Yon, 2004).

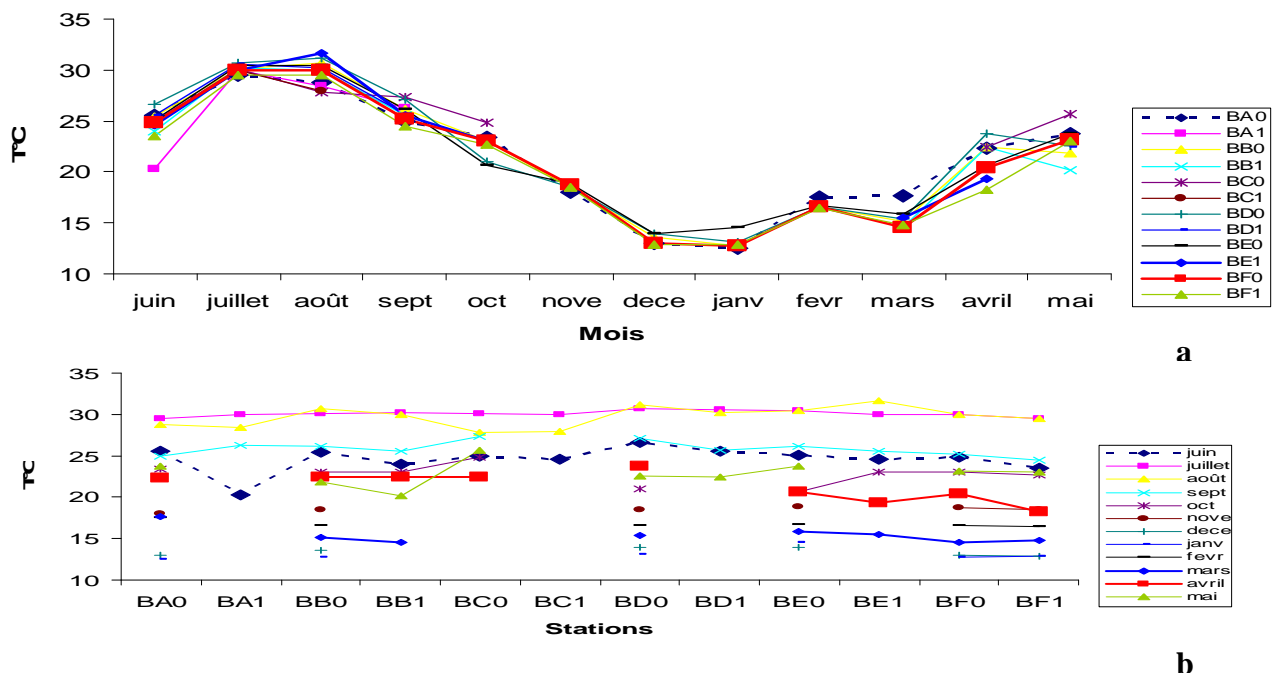


Figure 22 : Variation mensuelle de la température par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b)

1.2. Potentiel d'hydrogène

Durant la période d'étude le pH mensuel des eaux du barrage varie entre 7,82 et 8,78 (fig.23a) respectivement aux mois de décembre 2006 et de janvier 2007. Une augmentation du potentiel d'hydrogène au mois de février et mars 2007 pourrait être due essentiellement à une augmentation de l'activité chlorophyllienne par les végétaux qui est déclenchée par l'augmentation de la température (16,79°C). Ceci engendre la libération du COD (carbone organique dissous) avec transformation d'une partie des bicarbonates en carbonates, ce qui entraîne une élévation du pH. La densité des bactéries aérobies (coliformes fécaux) pourrait aussi influencer sur l'augmentation du pH par la réaction de la respiration (libération du CO₂). Le pH est basique sur les six stations étudiées (fig.23b). Une légère variation mensuelle du pH peut être due aux différents apports par les précipitations et le lessivage, ainsi qu'à la nature des terrains traversés. Le pH est en relation avec la réaction ionique influencée par la photosynthèse et la nature chimique du fond (Rodier et al, 1996). Sachant que la géologie du barrage est de nature calcaire et marneux ce qui donne un pH basique 8,25 (valeur moyenne annuelle). Selon Nisbet et Vernaux (1970), cette eau est d'une alcalinité moyenne. En général, l'interprétation du pH est difficile, car ce paramètre peut varier très rapidement dans ce milieu (Winiarski, 2004).

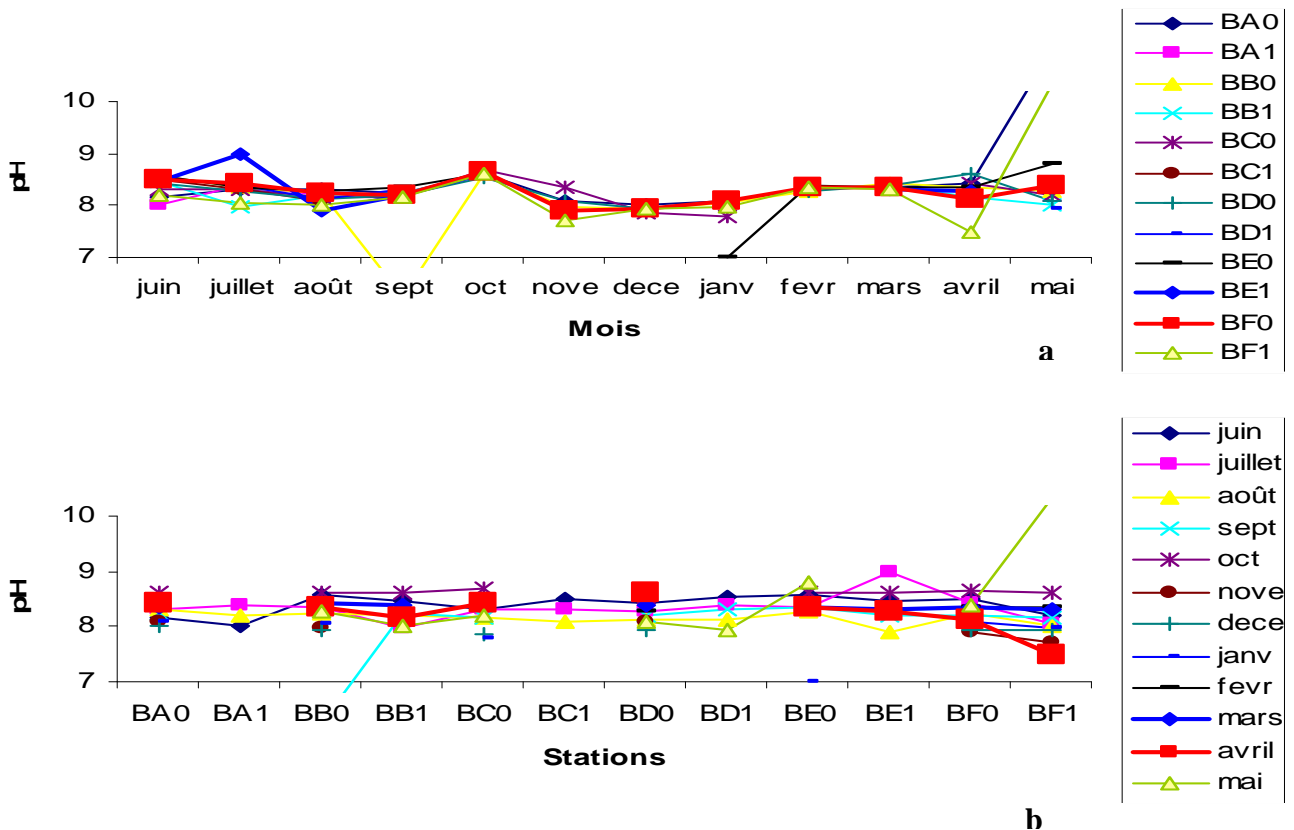


Figure 23: Variation mensuelle du pH par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations étudiées(b)

1.3. Potentiel redox

Les variations mensuelles du potentiel redox varient entre (-34 Mv) et (-106 Mv). Une diminution progressive du potentiel s'observe de juin à décembre (fig.24a), puis il évolue à partir du mois de janvier. Le pic est enregistré au mois de mai 2007. Le potentiel redox de surface est supérieur à celui du fond pour la plupart des stations (fig.24b). Durant cette période, nous avons enregistré aussi une densité importante en coliformes totaux et en

Clostridium. Les fortes teneurs annuelles ont été enregistrées au niveau de la station C (-84Mv). Ceci peut être dû aux apports de l'oued Menacer et aux apports en éléments minéraux par lessivage des surfaces cultivées au niveau de la station A (-82Mv). Plus on s'éloigne de l'oued plus le potentiel redox diminue, cas de la station F (-79Mv). Le potentiel redox est en fonction de l'équilibre des formes réduites et oxydées des composés chimiques. Il permet de caractériser le milieu et de suivre notamment l'activité microbienne qui est toujours liée (Gaujous, 1995).

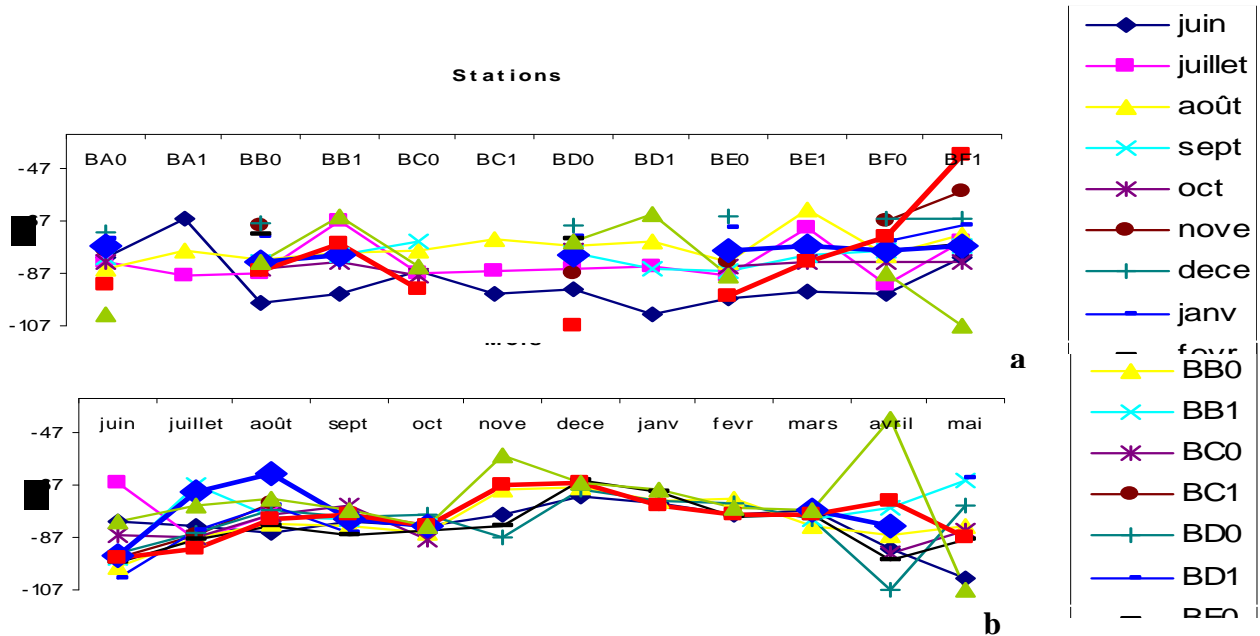


Figure 24: variation mensuelle du potentiel redox par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b)

1.4. Conductivité

La conductivité moyenne maximale (813 μ S/cm) a été observée aux mois de février et mars (fig.25a). La valeur minimale a été enregistrée au mois de mai (625 μ S/cm). Cette variabilité peut être expliquée par :

- le faible apport en eau par les affluents (1,66hm³)
- la faible pluviométrie (2,6mm) pour le mois de mai.

Un autre facteur peut notamment être mis en cause, il s'agit de la présence de bactéries sulfito-réductrices du genre Clostridium. Ces dernières pourraient entraîner une diminution de la conductivité de l'eau par leurs activités réductrices des sulfites surtout.

La conductivité permet de nous renseigner sur la minéralisation de l'eau. En effet, selon Rodier et al. (1996), une conductivité comprise entre 666 μ S/cm et 1000 μ S/cm, permet d'évaluer que l'eau du barrage présente une minéralisation importante. Il s'avère que dans la majorité des cas, c'est le paramètre calcium (456mg/l en février et 473mg/l en mars) qui est en cause (AEAG, 2002). En générale la minéralisation augmente naturellement avec la profondeur sous l'action de la sédimentation (Gaujous, 1995).

Concernant les stations (fig.25b), la conductivité des eaux de surface est supérieure à celle du fond pour la majorité des stations à l'exception de la station F qui est située à 11m de profondeur, ce qui permet la sédimentation des éléments minéraux au fond du barrage. Toutes les stations présentent une eau à minéralisation importante. Il est à noter que la station C est la plus minéralisée (733 μ S/cm), par contre la station E est la moins minéralisée (603 μ S/cm).

Cette variation serait en relation avec l'apport des éléments chimiques par ruissellement pluvial et à chaque fois qu'on s'éloigne de l'oued, la conductivité a tendance à diminuer. Elle ne reflète qu'une minéralisation globale et ne permet pas d'identifier les éléments chimiques en cause (Rodier et al, 1996). Elle mesure la quantité des sels minéraux contenus dans l'eau (Cl^- , Ca^{++} , Mg^{++} , NO_2^- ,...) et elle varie suivant la concentration ionique de l'eau.

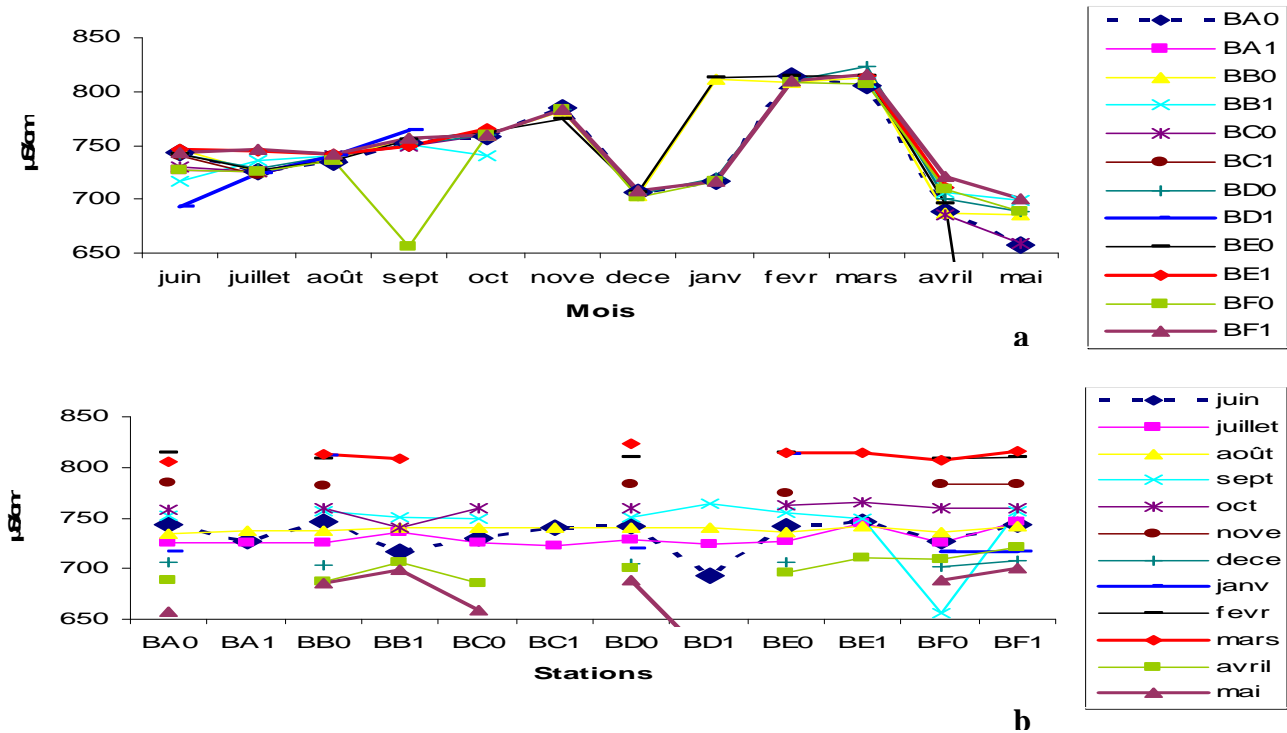


Figure 25: Variation mensuelle de la conductivité par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b)

1.5. Transparence

La transparence maximale de l'eau a été enregistrée au mois de janvier 2007 avec 1,93m (fig.26a). Ceci peut être dû à la plus faible concentration des matières en suspensions (2,47mg/l) qui a été enregistrée durant ce mois. Au mois de mai 2007, nous avons noté une faible transparence 0,97m et en parallèle nous avons enregistré une concentration très élevée (84,22mg/l) en matières en suspensions. Ces dernières sont représentées par des déchets solides et des débris végétaux (Tripton) observées au moment du prélèvement, apportées par suite du lessivage pluvial.

Concernant les stations (fig.26b), nous avons enregistré que cette eau est d'une transparence plus au moins élevée au niveau de la station F (tour de prise). C'est la station la plus profonde et en plus il n'y a pas d'apport direct aussi bien par l'oued que par le lessivage du sol vers cette station. Les particules organiques déversées dans l'eau du barrage peuvent être favorisées par la pluviométrie ou par le lessivage et les apports. Cela empêche la propagation de la lumière et par conséquent une diminution de la photosynthèse par suite de l'élimination de la végétation (Rodier et al, 1996).

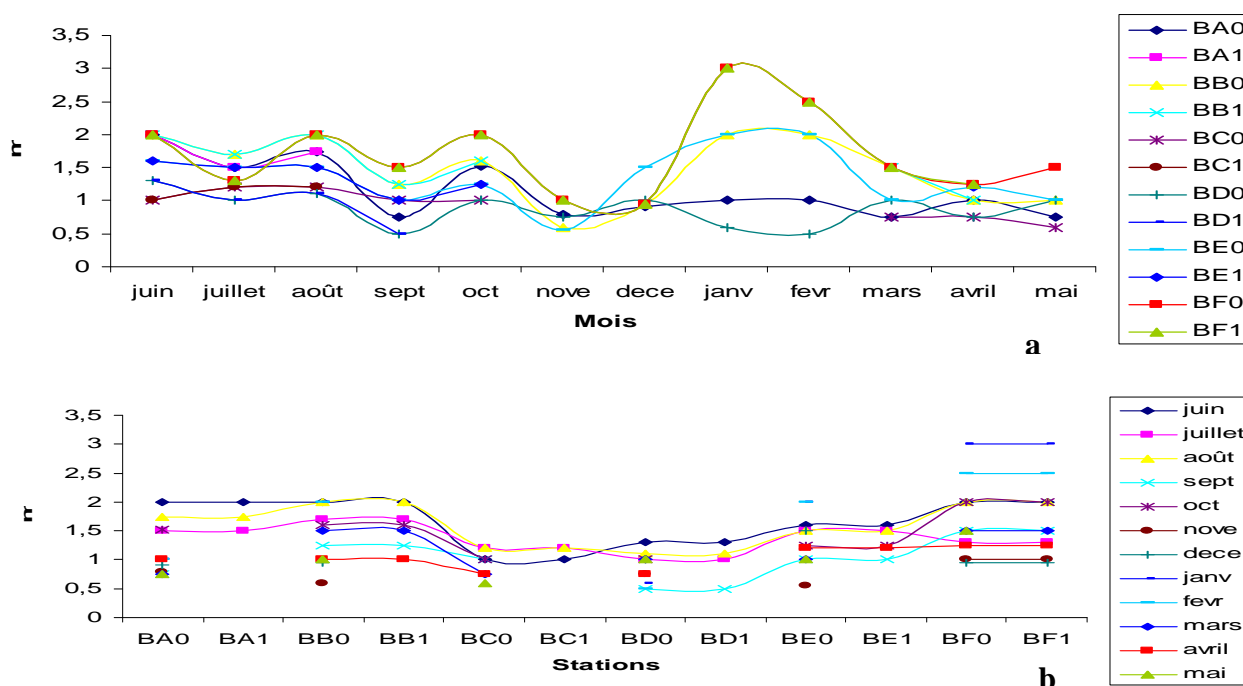


Figure 26 : variation mensuelle de la transparence par station (a) et en fonction de la profondeur des stations (b)

1.6. Oxygène dissous

Globalement, le taux d'oxygène dissous le plus élevé a été enregistré au mois de mai 2007 (14 mg/l). Ceci est dû à l'activité algale (photosynthèse) (fig.27a). Aussi il peut être dû aux mouvements de masses d'eau qui peuvent entraîner de faible variation de température suivie de modification dans le profil d'oxygène. Une forte vitesse du vent contribue à l'augmentation de la concentration d'oxygène dissous. Il est en faible concentration aux mois d'août 2006 (4,27 mg/l) et février 2007 (4,34 mg/l). Ceci peut être dû à la consommation d'oxygène par les bactéries aérobies tels que les germes totaux et les coliformes fécaux durant cette période. Selon Bontoux (1993), la respiration bactérienne consommera d'autant plus d'oxygène qu'il y a de la matière organique susceptible d'être dégradée.

La répartition en fonction des stations (fig.27b) montre que la teneur en oxygène dissous a tendance à diminuer avec la profondeur. Au niveau de la station F, nous avons enregistré 8,16 mg/l d'oxygène dissous à la surface et 6,5 mg/l au fond. Ceci peut être expliqué par l'augmentation de la photosynthèse dans les couches supérieures mais pas au fond du barrage. Il peut y avoir une zone où il y a respiration mais sans photosynthèse donc une consommation mais pas production d'O₂ et il n'y a aucun échange possible avec les couches supérieures. Ceci est dû à l'absence du gradient thermique important (Lancelot et Servais, 2006). Les stations B et C sont les plus riches en oxygène, de l'ordre de 9mg/l par rapport aux autres. Cela est probablement dû à la ceinture végétale qui entoure la station B et aux apports de l'oued Menacer au niveau de la station C, permettant le renouvellement en matières dissoutes et une bonne oxygénation de l'eau. Au niveau des stations A et D, nous avons noté des concentrations de 7,43 mg/l et 7,35mg/l. Cela est peut être dû à la consommation en oxygène par les êtres vivants et par les bactéries aérobies pour leur multiplication.

La variation de la solubilité de l'oxygène est en fonction de la température et de la salinité (Rodier et al., 1996). Quant la température augmente ainsi que la salinité, la teneur en oxygène diminue (Rodier, 1984).

En considérant les directives du conseil des communautés européennes qui stipulent des valeurs guides:

$O_2 > 7 \text{ mg/l}$ pour Eaux salmonicoles,

$O_2 > 9 \text{ mg/l}$ pour Eaux cyprinicoles,

Notre eau peut être utilisée pour la pisciculture et plus particulièrement pour les Salmonicoles.

On note une sursaturation en oxygène à la surface de toutes les stations au mois de septembre. Une faible concentration en oxygène aux mois d'août 2006 et février 2007 pour la plupart des stations. La distribution de l'oxygène dans la colonne d'eau résulte de l'équilibre entre différents processus, dont l'importance relative varie selon les mois, les saisons, la profondeur et l'état trophique du lac (Vinçon- Leite, 1991). En effet, la respiration des êtres vivants présents dans le lac (phytoplancton, zooplancton, bactéries, poissons,...) et la photosynthèse, sont les principaux processus impliqués dans le cycle de l'oxygène (Yon, 2004). La population des poissons et des crustacés peut être considérée stable tout au long de l'année, par conséquent la consommation de l'oxygène qui leur est liée est donc constante dans le temps. Par contre la consommation de l' O_2 par les populations phytoplanctonique, zooplanctonique et bactérienne varie au cours de l'année. C'est le résultat des deux processus : respiration/photosynthèse. Elle peut être aussi la conséquence d'un ralentissement de l'activité photosynthétique et /ou de l'augmentation de la respiration des algues, du zooplancton, et des bactéries. Une étude récente estime que la respiration bactérienne peut atteindre $3.10^{-6} \text{ mole d}'O_2.L^{-1}h^{-1}$ (Yon, 2004). Selon Anonyme (2005), la diminution de la quantité d'oxygène, est provoquée par l'adsorption des nitrates dans l'eau en relation avec la flore bactérienne.

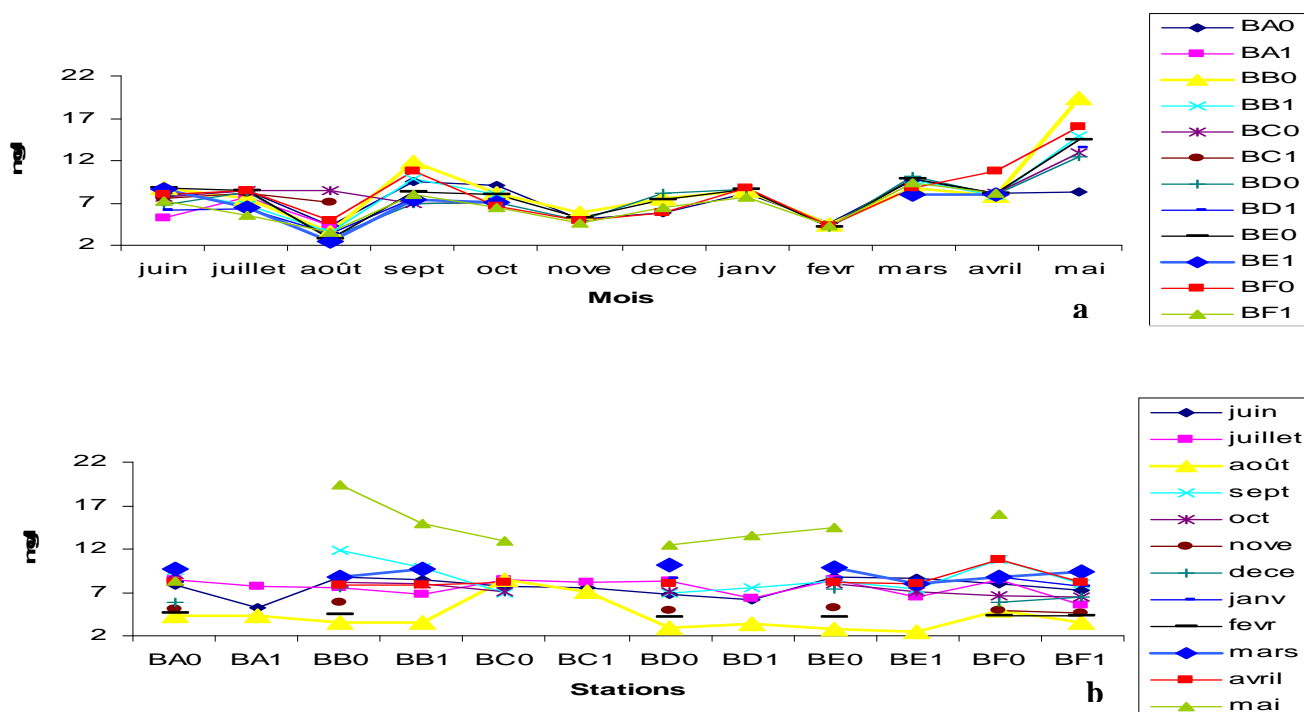


Figure 27 : variation mensuelle du taux d'oxygène par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b)

1.7. Matière en suspension (MES)

Les fluctuations mensuelles des matières en suspension indiquent de plus faibles concentrations aux mois de janvier et février 2007 de 2,5 mg/l (fig.28a). Des moyennes plus élevées ont été obtenues : 11,82 mg/l, 15,83 mg/l, 12,06 mg/l et 84,22 mg/l respectivement aux mois de novembre, décembre 2006, mars et mai 2007. Ceci est surtout dû à la production de la flore algale par l'augmentation de la photosynthèse durant cette période. Ces concentrations sont très variables selon la nature de l'eau ruisselée et sont en fonction de la pluviométrie (210,5mm au mois de décembre et 104,8 mm au mois de mars). La plus forte teneur en matière en suspension au mois de mai est localisée au fond du barrage, alors qu'elle est quasiment nulle en surface. Les matières en suspensions se déposent au fond sous l'action de leur poids. Lorsque leurs poids devient trop important, la sédimentation devient excessive (Ivan et al., 2005). D'une façon générale, les matières en suspensions interviennent dans la composition de l'eau par leur effet d'échange d'ions. Des teneurs plus élevées peuvent empêcher la pénétration de la lumière et donc limitent la production végétale (Rodier et al., 1996).

Concernant les stations (fig.28b), la forte teneur (surface/fond) a été enregistrée au niveau de la station D (28,51 mg/l en surface et 4,43 mg/l au fond) caractérisée par le pâturage et l'agriculture. La pression du bétail par le piétinement dans les pelouses de forte pente, facilite un accès direct au barrage des matières en suspensions (Dorioz et al., 2006).

Une augmentation de la charge en matière en suspension dans l'eau de surface est due au phénomène d'érosion des sols et des débris d'origine organique. Les évolutions récentes de la gestion de l'espace agricole et l'intensification des pratiques culturales conduisent aussi à une altération des eaux superficielles.

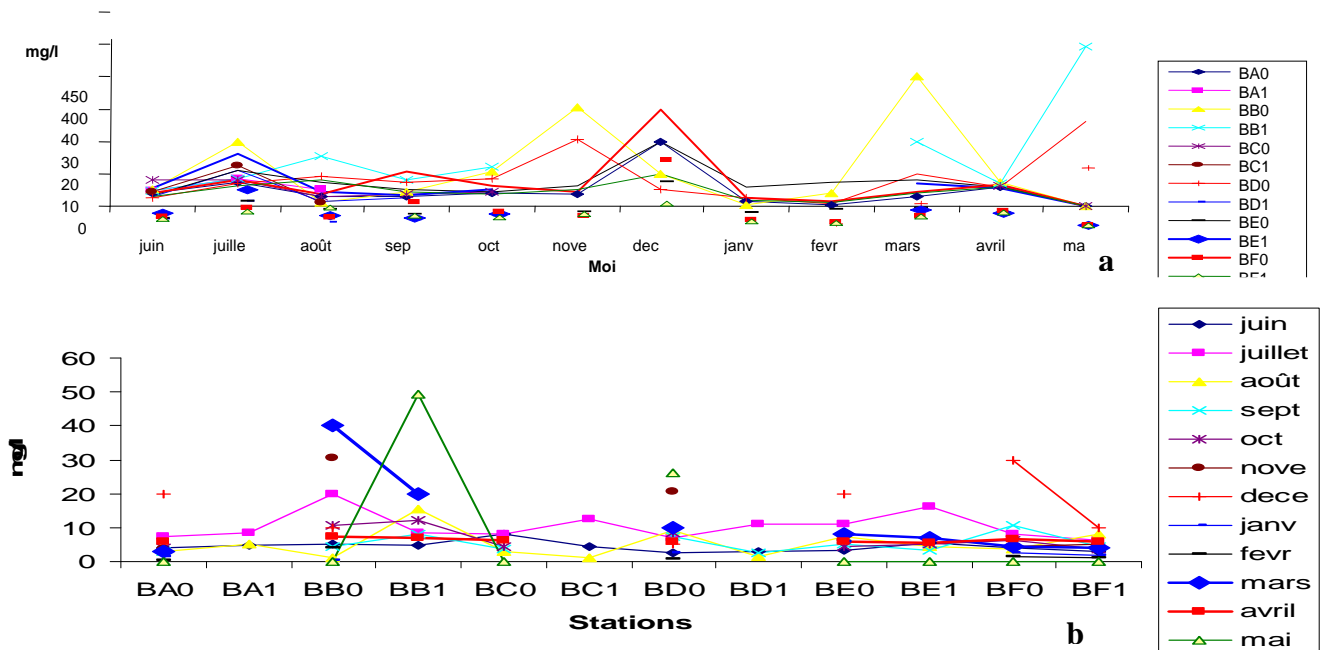


Figure 28: Variation mensuelle des MES par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b)

1.8. Demande biologique en oxygène DBO₅

La DBO₅ présente une faible concentration aux mois juin (1,7 mg/l), juillet (1,7 mg/l) et août 2006 (0,8 mg/l) (fig. 29a). Une faible consommation en oxygène par les bactéries aérobies et en relation avec la disponibilité de l'oxygène dans les eaux du barrage, issu de la

faible activité chlorophyllienne durant cette période. Une augmentation régulière de la DBO₅ est notée à partir du mois de novembre 2006 pour atteindre le pic (9,5 mg/l) au mois mai 2007. Ceci est en relation avec la concentration élevée des matières en suspension (84,22 mg/l) durant ce mois qui est probablement due aux apports par précipitations, ce qui fait que les bactéries aérobies ont besoin d'une consommation intense en oxygène pour qu'elles puissent dégrader cette matière polluante « biodégradable ». Cette dernière correspond à la satisfaction des besoins respiratoires des micro-organismes, par le phénomène d'autoépuration naturelle dans les eaux superficielles. Ce paramètre peut donc nous informer sur la charge bactérienne présente dans l'eau du barrage, qui est faible en été et importante en hiver.

La demande biologique d'oxygène varie en fonction des stations (fig.29b). La moyenne annuelle la plus élevée a été enregistrée au niveau de la station B (3,17 mg/l), qui est caractérisée par la présence de la végétation intense. Une grande charge de la matière organique (débris végétaux et des cadavres d'animaux) est introduite dans les eaux de surface au moment du lessivage par les fortes pluies. Ces observations sont identiques au niveau de la station E (3,01 mg/l). Ceci est en relation avec les apports organiques des surfaces agricoles. Cette matière organique implique la présence des micro-organismes aérobies qui vont entraîner une consommation potentielle de dioxygène par voie aérobie au cours des procédés d'autoépuration (Dides, 1999).

Les directives du conseil des communautés européennes prévoient que la valeur guide doit être inférieure à 7 mg/l (Rodier et al., 1996) pour être raisonnable à la vie aquatique. La valeur moyenne annuelle de l'eau de barrage de Boukourdane est de 2,5 mg/l. Ce qui permet de dire que cette eau est acceptable (Rodier et al., 1996), mais légèrement polluée.

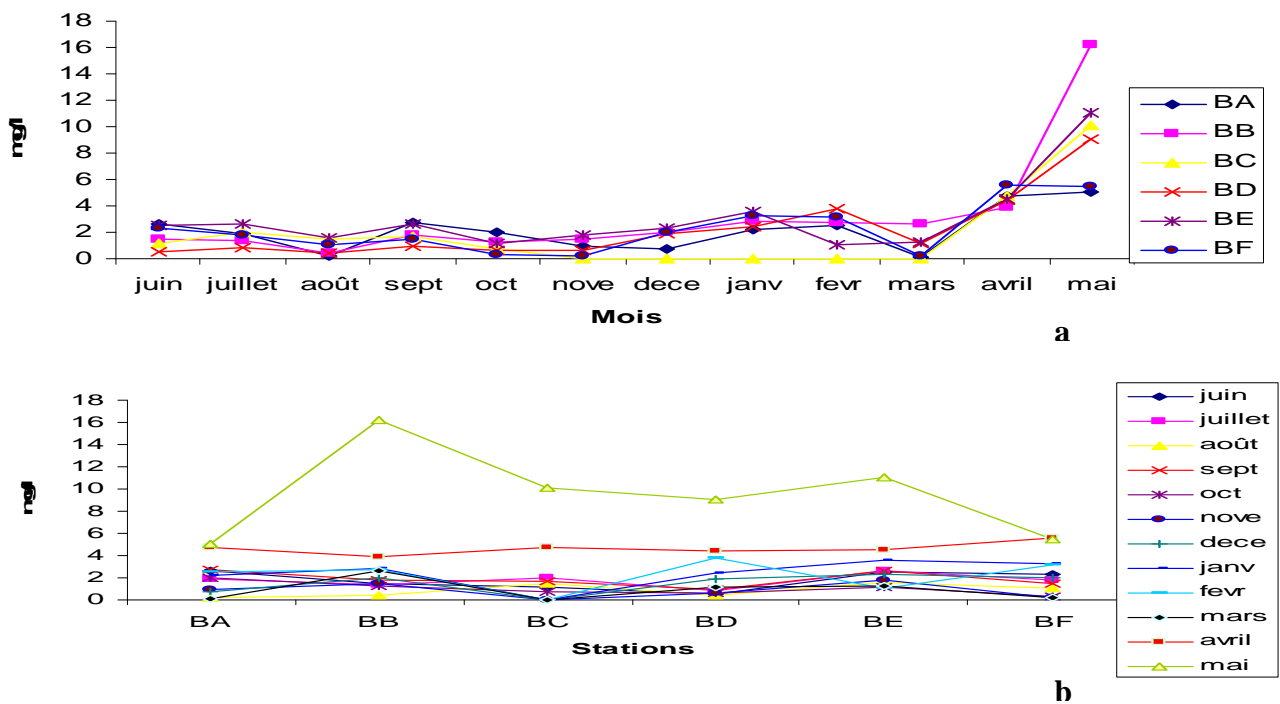


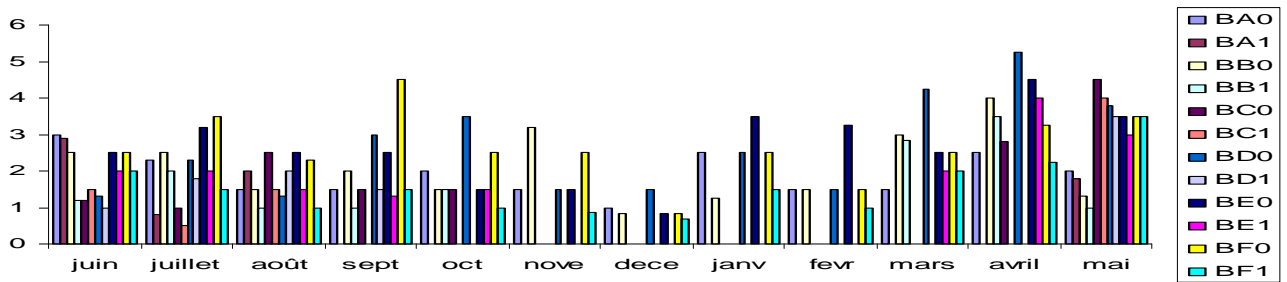
Figure 29: Variation mensuelle de la demande biologique en oxygène (DBO₅) par station étudiée(a) et en fonction de la profondeur des stations (b)

1.9. La Chlorophylle « a »

La plus faible concentration de la chlorophylle « a » a été enregistrée au mois de décembre 2006, elle est de 0,95 mg/m³ (fig.30a). Elle pourrait être due à la réduction de

l'intensité lumineuse et de la photopériode. Cette dernière est activée aux mois de mars, avril et mai 2007 avec une concentration de 3mg/m^3 , qui représente le maximum de la chlorophylle « a » pendant toute l'année. Ceci est du à la production du phytoplancton par la photosynthèse, qui est déclenchée par l'augmentation de la température et la présence de la matière en suspension élevée ($84,22\text{ mg/l}$) pendant cette période. Au niveau des stations B et E, les teneurs sont plus élevées ($2,09\text{ mg/m}^3$ et 3 mg/m^3) (fig.30b). Cela est du à la présence de la végétation importante au niveau de B et de l'abondance des apports de matière organique issue du ruissellement des terres agricoles au niveau de la station E lors des précipitations. L'évolution mensuelle de la chlorophylle « a » a tendance à diminuer en fonction de la profondeur pour la majorité des stations. Ceci est en relation avec la diminution de l'intensité lumineuse en fonction de la profondeur.

mg/m³



a

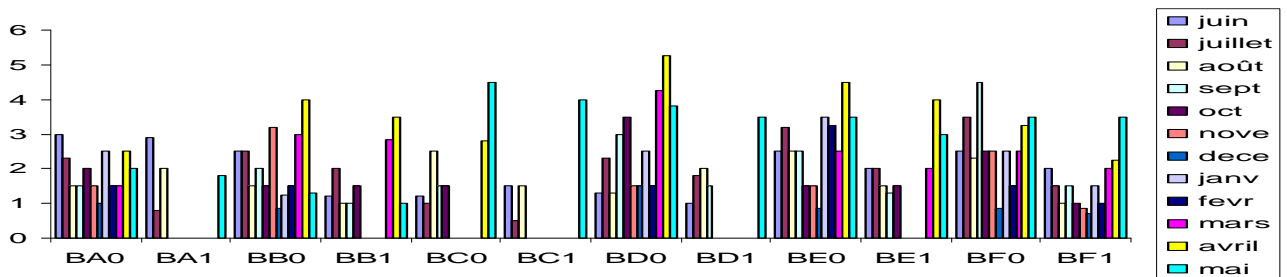


Figure 30: Variation mensuelle de la chlorophylle « a » par station étudiée (a)^b et en fonction de la profondeur des stations (b)

1.10. Chlorure

Les concentrations mensuelles en chlorure montrent des valeurs moyennes faibles durant les mois de juin ($66,36\text{ mg/l}$), juillet ($69,27\text{ mg/l}$) et octobre 2006 ($65,94\text{ mg/l}$) (fig.31a). Pour les autres mois, on constate une augmentation du taux de chlorure avec des valeurs supérieures à 200 mg/l . La valeur la plus élevée a été enregistrée au mois de mars avec $279,37\text{ mg/l}$, en parallèle une conductivité élevée a été enregistrée durant ce mois. La teneur moyenne annuelle de chlorure est de 210 mg/l . Elle est nettement supérieure à la valeur limite fixée par la réglementation française (200 mg/l). Cette charge est liée principalement à la nature des terrains traversés ainsi que des eaux courantes provenant des deux oueds (Fedjana et Menacer) et aux lessivages des surfaces cultivées (fortes pluies qui ont eu lieu au mois mars 2007). Le chlorure est présent sous forme soluble Cl^- et surtout son excès dans le sol provoque des effets néfastes pour les plantes. L'augmentation du taux de chlorure peut ne pas être liée à une pollution d'origine humaine ou animale. Les chlorures sont très facilement solubles dans l'eau et ils ne jouent aucun rôle dans les phénomènes de dégradation (processus biologiques) (Rodier et al., 1996).

Concernant les stations (fig.31b), le taux de chlorure a tendance à diminuer avec la profondeur. La teneur annuelle est élevée au niveau de la station F ($208,39\text{ mg/l}$). Par contre dans la station C, nous avons noté le minimum de chlorure avec $136,87\text{ mg/l}$.

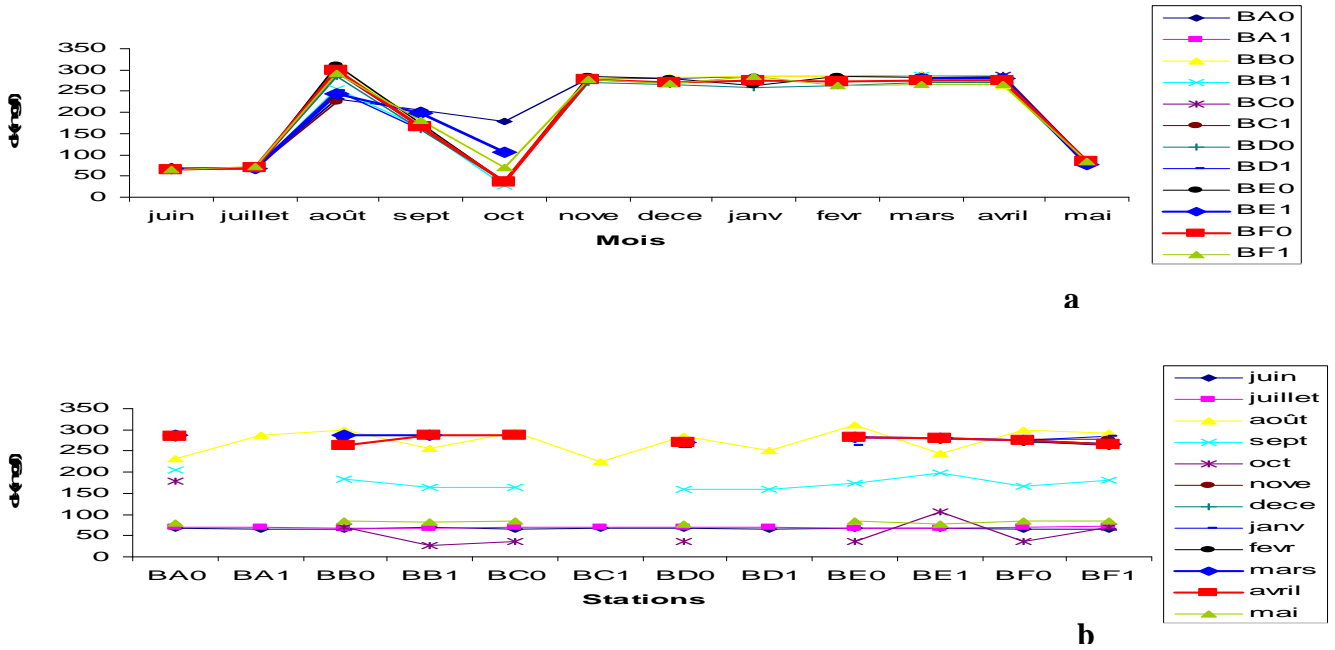


Figure 31: Variation mensuelle du chlorure (cl-) par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b)

1.11. Carbonate

La charge des carbonates est faible durant toute la période d'étude (fig.32a). Les valeurs varient de 0,07 mg/l à 0,26 mg/l. La teneur la plus élevée a été enregistrée au mois de juillet, les carbonates présents dans l'eau sont issus de l'activité bactérienne, qui dégrade la matière organique d'origine végétale (algale, feuille mortes,...). Il n'existe pas de relation entre les carbonates et les apports dus aux lessivages des sols par les précipitations (décembre 2006, février, et avril 2007) car durant cette période hivernale, nous n'avons pas enregistré une augmentation des concentrations de carbonate.

Une distribution homogène et une faible charge (0,09 mg/l) sont enregistrées sur la majorité des stations (fig.32b) à l'exception de la station C (entrée de l'oued Menacer) où nous avons mesuré une concentration de 0,23 mg/l plus au moins élevée à la surface. Cette variation pourrait être expliquée par les apports de l'oued et par l'activité bactérienne.

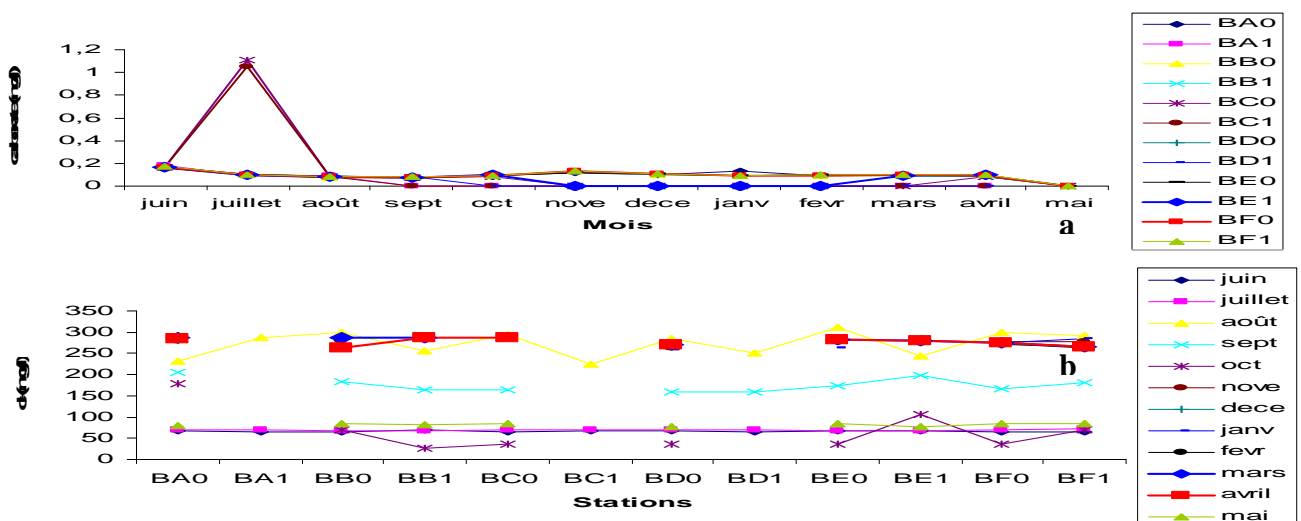


Figure 32: Variation mensuelle du carbonate par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b)

1.12. Nitrates NO_3^-

La concentration des nitrates est plus au moins élevée (fig. 33a) aux mois de septembre 2006, février et avril 2007, néanmoins le pic a été enregistré au mois de juin avec 3,08mg/l. Les faibles concentrations ont été enregistrées au mois de juillet et août 2006. Elles sont donc plus faibles en été. Les nitrates sont utilisés par les végétaux pour la photosynthèse (Yon, 2004 ; Polan et al., 1998). Ces valeurs semblent être liées aussi à la pluviométrie du mois de septembre (52,8 mm) qui a probablement entraîné un lessivage des sols (terre agricole, pelouse). Selon Yon (2004), le manque d'oxygène s'observe dans le milieu aquatique en général en été. La température de l'eau augmente ce qui bloque le processus de dégradation au stade nitrite par l'activité bactérienne. Durant cette période les nitrates prennent le rôle de donneurs d'oxygène et évitent l'anaérobiose (Rodier et al., 1996).

Une variation des teneurs en nitrate est observée sur les six stations (fig.33b). Les concentrations élevées ont été notées au niveau des stations D (2,2 mg/l) (terrains agricoles) et F (1,0mg/L) (tour de prise). Ces teneurs sont souvent liées au développement de l'élevage et à une fertilisation de ces terrains agricoles par les engrais. La migration des nitrates vers les eaux de surface est nettement plus rapide sur les surfaces cultivables laissées nues pendant l'hiver (Rodier et al., 1996). Les concentrations des nitrates sont plus élevées en profondeur qu'en surface, c'est le cas de la station B, où sa teneur en nitrate est de 0,9 mg/l en surface alors qu'elle est de 2,5mg/l au fond du barrage. Cette différence peut être due au phénomène de sédimentation des nitrates avec le temps en relation avec la profondeur de chaque station.

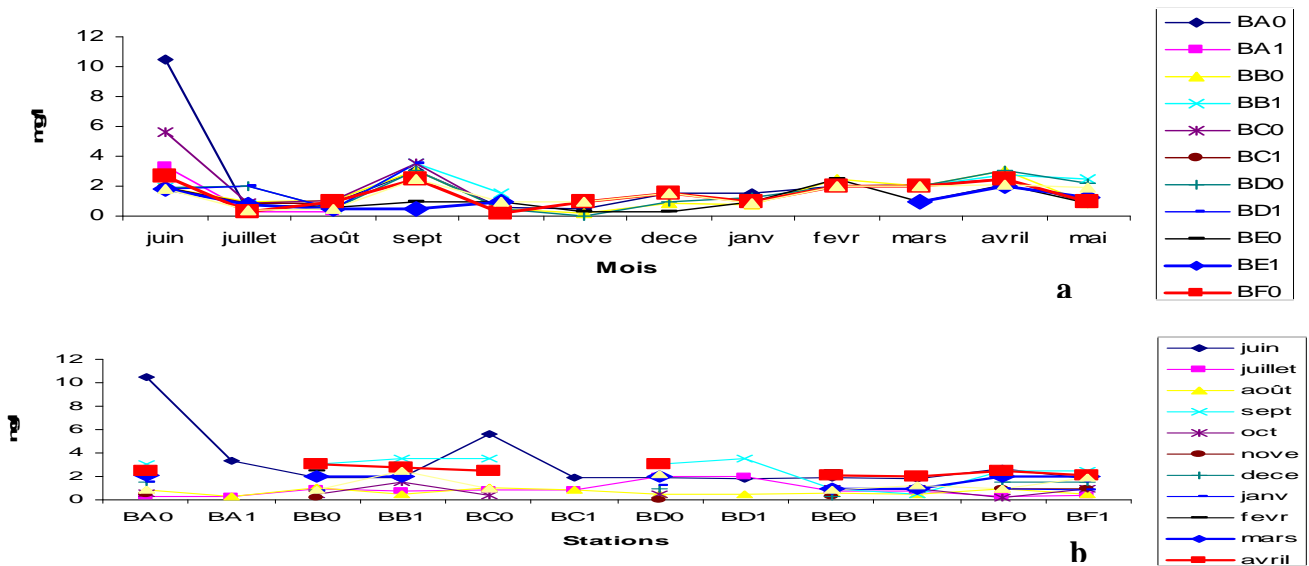


Figure 33: Variation mensuelle des nitrates par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b)

1.13. Nitrites NO_2^-

Les concentrations mensuelles des nitrites varient entre 0,004 mg/l (juillet) à 0,14 mg/l (juin) (fig.34a). Les nitrates sont susceptibles de se former sous l'action des bactéries et à des températures élevées. Les bactéries dégradent des concentrations des nitrates présents dans l'eau, que ce soit d'origine naturelle par minéralisation de la matière organique et résidus d'animaux ou d'origine anthropique (activité humaine) (Gaujous, 1995 ; Rodier et al., 1996). Les nitrites existent à l'état naturel sous forme soluble mais ils sont aussi apportés de manière synthétique par les engrais (Ivan et al., 2005), ce qui est le cas au niveau de la station D (terrain agricole) (fig.34b). Il est important de mentionner que les nitrites proviennent aussi d'une oxydation incomplète de l'ammoniac et d'une réduction des nitrates sous l'influence

d'une action dénitrifiant. En comparant la concentration moyenne annuelle des eaux de barrage qui est de 0,07 mg/l aux bornes de la grille de qualité (A.N.R.H.), nous pouvons qualifier cette eau d'une qualité moyenne. Selon Rodier et al. (1996), la présence des nitrites est l'une des causes de la dégradation de l'eau.

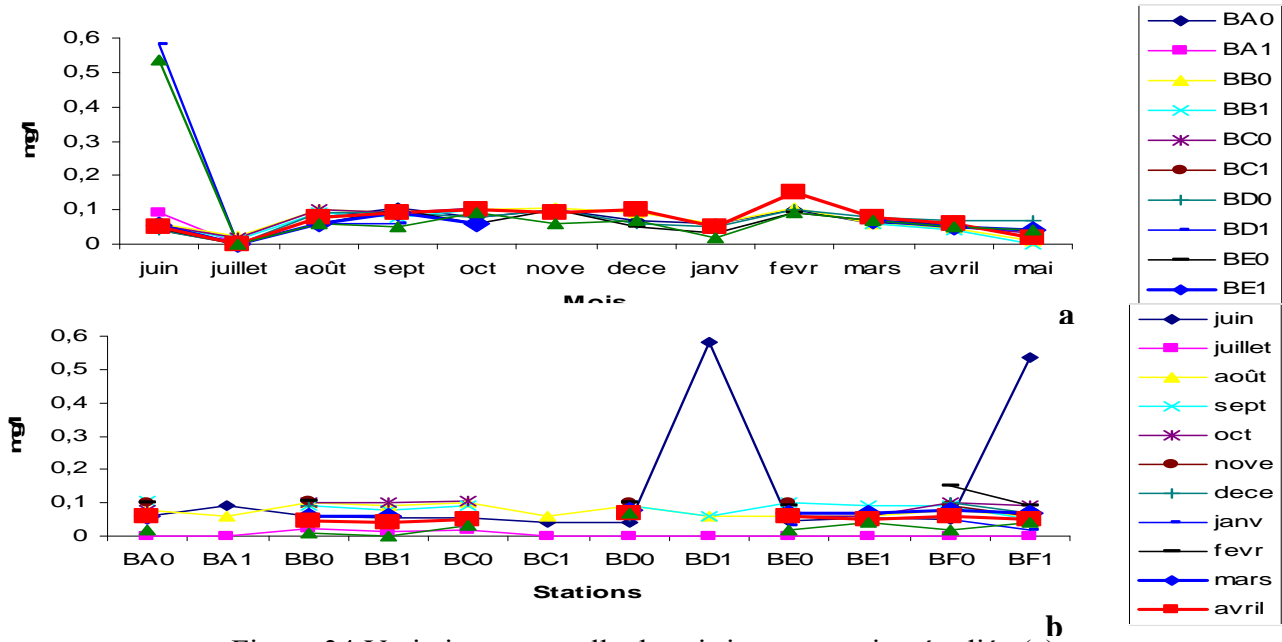


Figure 34: Variation mensuelle des nitrites par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b)

1.14. Orthophosphates

Les eaux de barrage de Boukourdane présentent des valeurs plus en moins élevées en phosphates de l'ordre de 0,2 mg/l (valeur moyenne annuelle). Le pic de concentration a été enregistré au mois d'avril (fig.35a) avec une valeur de 0,5 mg/l. Durant la période estivale les concentrations de phosphate ne dépassaient pas 0,09 mg/l et c'est au mois d'octobre que nous avons commencé à enregistrer l'augmentation des phosphores dans l'eau. Ces faibles teneurs peuvent être expliquées par l'utilisation de cet élément par le phytoplancton, car le phosphore joue un rôle important dans le développement des algues et dans la multiplication des bactéries.

Une légère différence a été observée pour les différentes stations étudiées concernant le phosphate (fig. 35b). Le pic (0,9 mg/l) a été enregistré au niveau de la station B au mois de février. Une teneur supérieure à la norme 0,5 mg/l doit constituer un indice de pollution. La présence du phosphore dans l'eau est liée aux caractéristiques des terrains traversés et à la décomposition de la matière organique (Rodier et al., 1996). Vu que le barrage est entouré par des surfaces agricoles renfermant des engrais phosphatés. Les rejets agricoles seront aussi à la source du phosphore. À long terme il pourrait y avoir une accumulation des éléments nutritifs (NO_3^- , PO_4^{3-}) dans l'eau par le ruissellement des épandages de fertilisants riches en phosphore. Ceci va entraîner, probablement, par la suite une eutrophisation du lac de barrage (AEAG, 2002), c'est à dire une croissance excessive de plantes aquatiques pouvant nuire à la vie piscicole.

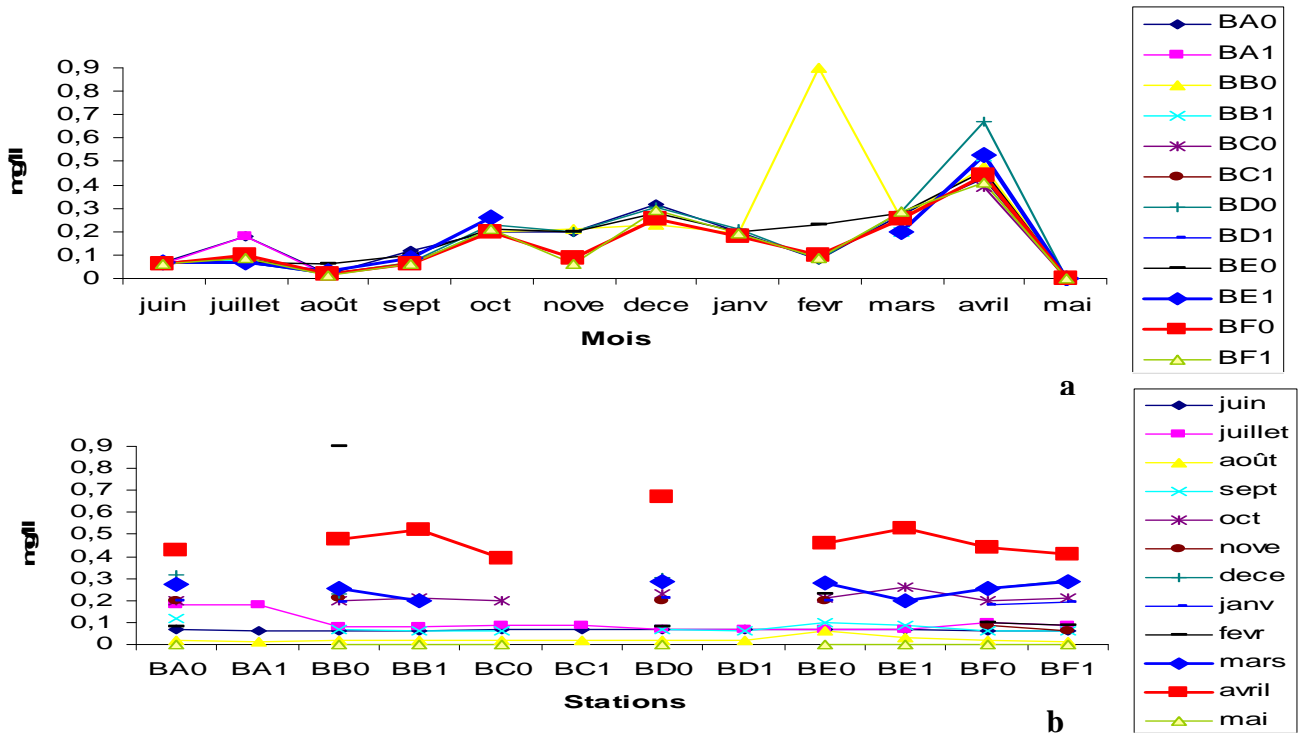


Figure 35: Variation mensuelle des phosphates par station (a) et en fonction de la profondeur des stations (b)

1.15. Calcium

Les variations mensuelles du calcium sont irrégulières avec des concentrations élevées tout au long de notre étude (fig.36a). Au mois d'août 2006 correspond le pic de la concentration du calcium avec une moyenne de 584,15 mg/l. Par contre pendant les autres mois les valeurs varient entre 58 mg/l et 473,16 mg/l. Avec ces résultats, on admet que l'eau de barrage est très riche en calcium ce qui a causé la minéralisation de cette eau. L'origine du calcium est en relation avec la nature des terrains traversés et à la lithologie de substratum du barrage essentiellement calcaire (Winiarski, 2004). Il provient de la dissolution par l'eau des roches calcaire et des marnes (mélange naturel de calcaire et d'argile). Le calcium est en relation avec la dureté et la productivité de l'eau douce (Rodier et al., 1996).

Concernant nos stations étudiées (fig. 36b), la concentration du calcium la plus élevée a été mesurée au niveau des deux stations E et F avec respectivement de 491 mg/l et 446 mg/l. Une différence remarquable a été notée pour les résultats obtenus en surface ou en profondeur pour la majorité des stations. La moyenne annuelle du calcium des eaux du barrage est de 352 mg/l. En général les eaux qui dépassent 200 mg/l de calcium présentent de sérieux inconvénients pour les usages domestiques (Rodier et al., 1996).

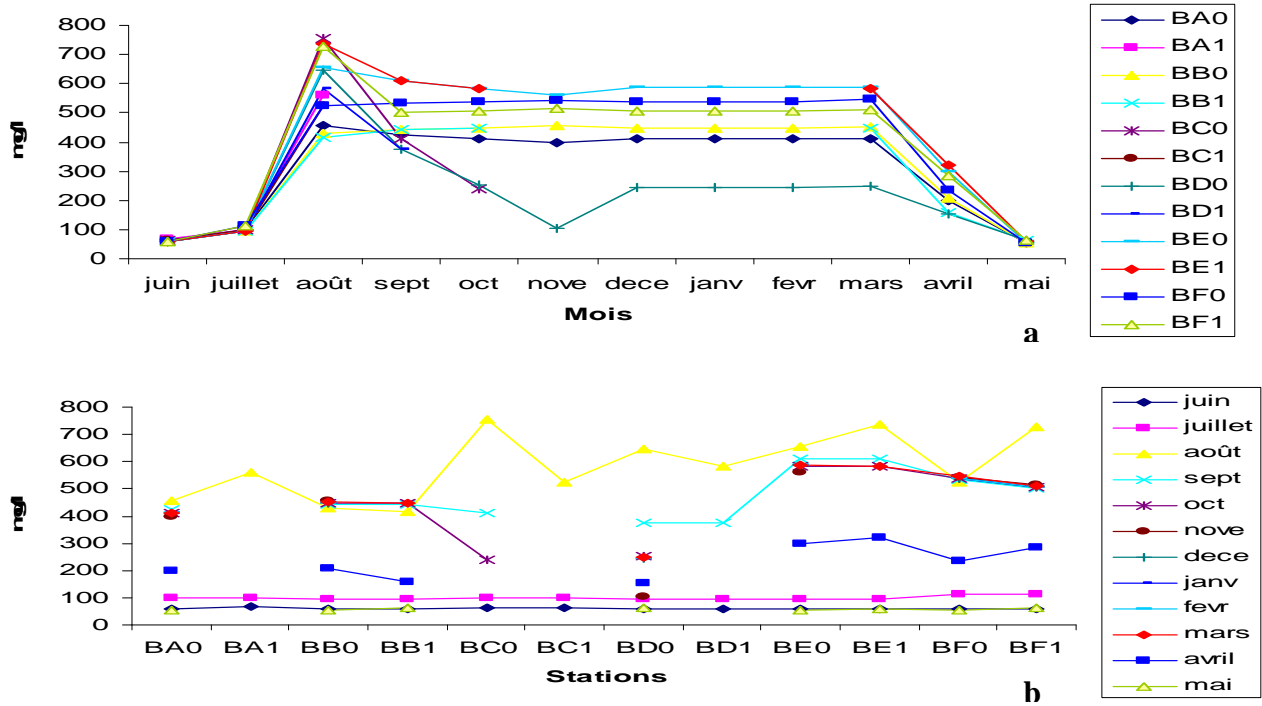


Figure 36: Variation mensuelle du calcium par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b)

1.16. Magnésium

Les variations mensuelles du magnésium suivent la même variation du calcium (fig. 37a) mais avec des concentrations plus élevées. Une moyenne maximale de 651,20 mg/l a été enregistrée au mois d'août 2006 et 597,22 mg/l au mois de mars 2007. Généralement, les stations F et E sont les plus chargées en concentration du magnésium (fig.37b) et en calcium. Son origine naturelle est la dissolution des roches, argiles (Winiarski, 2004) et en relation avec la nature géologique du site du barrage. Selon Gaujous (1995) dans les eaux douces, les concentrations en magnésium sont inférieures au calcium, ce qui n'est pas le cas dans les eaux de barrage de Boukourdane. Le magnésium présent dans l'eau à l'état soluble ou en suspension voit sa solubilité dépendre du pH et de l'oxygène dissous (Rodier et al., 1996). Sa présence est indispensable à la vie car il joue un rôle dans la respiration et la photosynthèse (Gaujous, 1995).

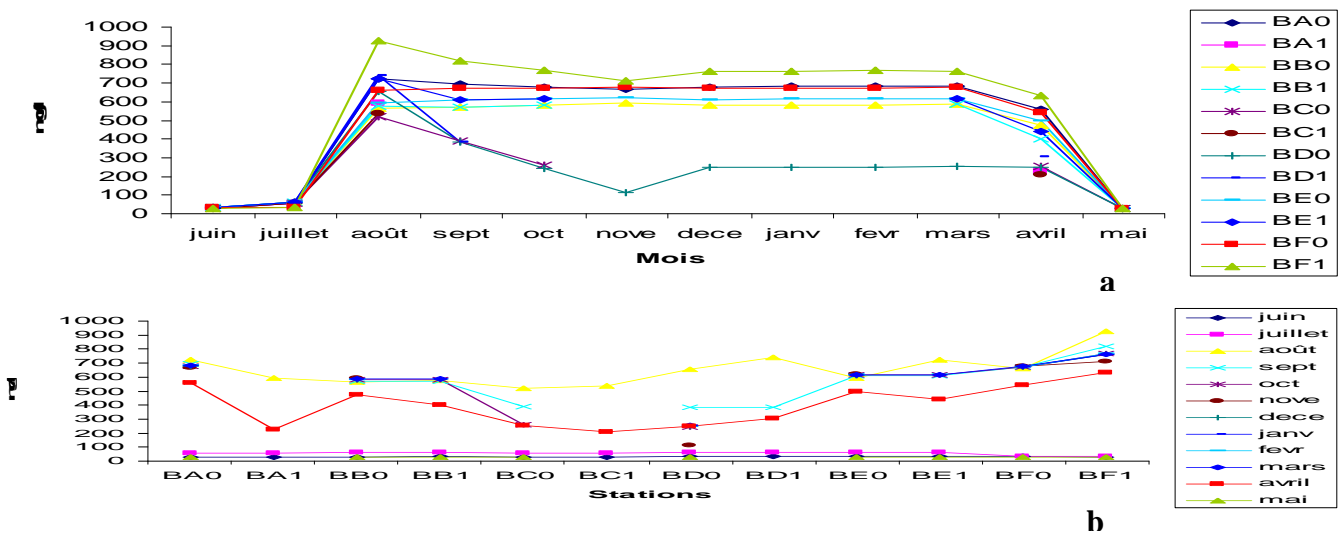


Figure 37: Variation mensuelle du magnésium par station étudiée (a) et en fonction de la profondeur des stations (b)

IV. 2. Qualité physico-chimique

La qualité des eaux du barrage est évaluée aussi par des paramètres physico-chimiques, elle est déterminée en comparant nos résultats aux bornes de la grille de qualité de l'agence nationale des ressources hydrauliques (A.N.R.H.) qui sont portés sur le tableau 13.

Tableau 13 : Classe de qualité des eaux de surface (A.N.R.H., 2007)

Classe de qualité					
Paramètres	Bonne	Moyenne	Polluée	Très polluée	Résultat du barrage
DBO ₅ mg O ₂ /l	<5	5 à 10	10 à 15	>15	3
DCO ₅ mg/l	<20	20 à 40	40 à 50	>50	/
MO mg/l	<5	5 à 10	10 à 15	>15	5
O dissous%	90 à 100	50 à 90	30 à 50	<30	79
NH ₄ mg/l	0 à 0,01	0,01 à 0,1	0,1 à 3	>3	0,03
PO ₄ mg/l	0 à 0,01	0,01 à 0,1	0,1 à 3	>3	0,02
NO ₂ mg/l	0 à 0,01	0,01 à 0,1	0,1 à 3	>3	0,07
NO ₃ mg/l	<10	10 à 20	20 à 40	>40	2

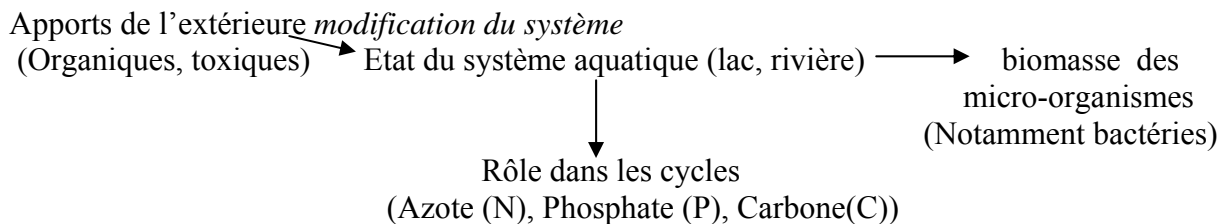
Les valeurs annuelles des eaux du barrage de Boukourdane comparées au tableau 13 en tenant compte du paramètre de l'oxygène dissous, qui est un indicateur de la pollution, montrent que cette eau est de qualité moyenne.

IV.3. Paramètres microbiologiques

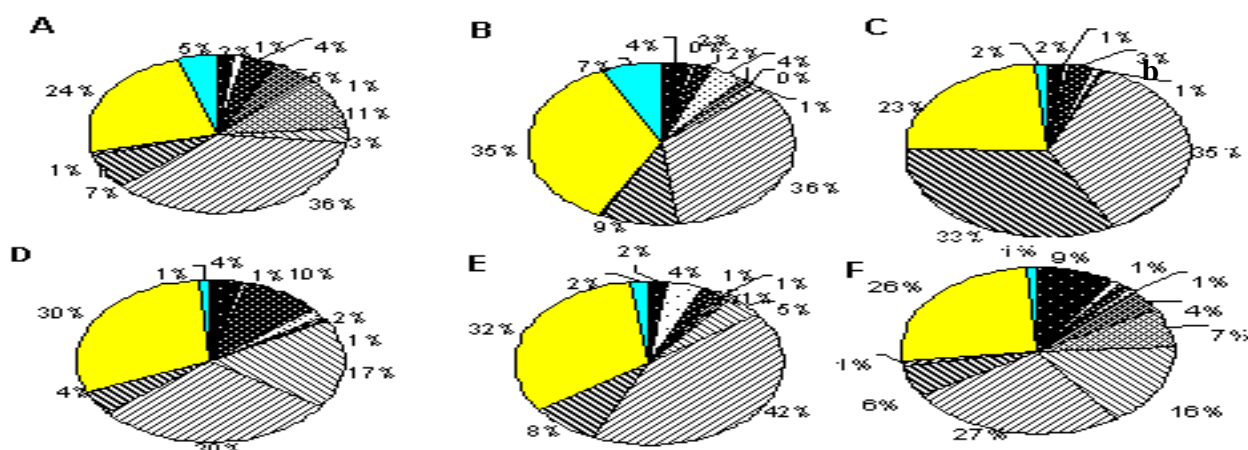
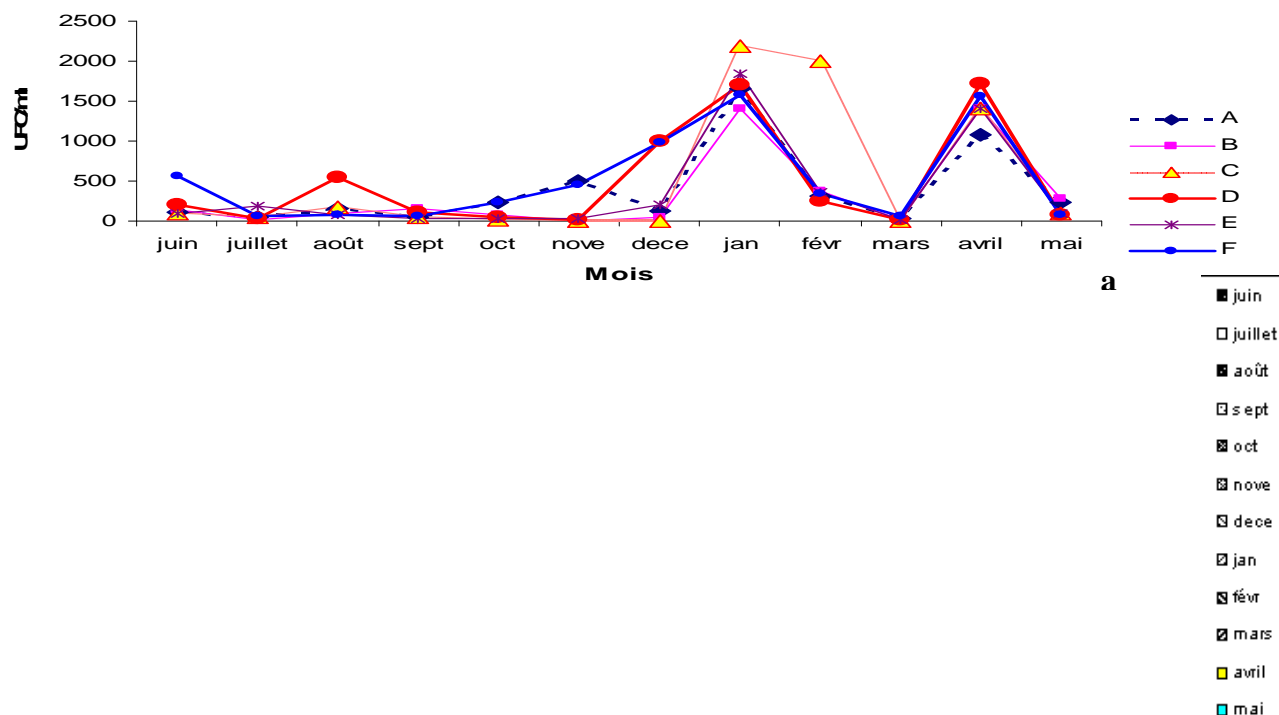
3.1. Germes totaux

La charge des germes totaux augmente d'une façon irrégulière, elle est plus au moins élevée aux mois de juin et août 2006 pour atteindre les pics aux mois de janvier 17,26.10² UFC/ml et avril 14,29. 10² UFC/ml (fig.38a) suivi d'une diminution intense au mois de mai (1,44 .10² UFC/ml), qui pourrait être due à la diminution importante des précipitations (2,6 mm) et des apports (1,66 hm³) durant ce mois. La plus faible charge a été enregistrée au mois de mars (22 UFC/ml). Ces pics dépendent de plusieurs facteurs environnementaux qui interagissent entre eux, en limitant ou favorisant la croissance bactérienne. L'abondance bactérienne dans les mois cités auparavant, pourrait être due aux apports de bactéries lors des fortes pluies, suivies par un lessivage des sols. D'ailleurs l'apport le plus élevé est enregistré au mois de décembre (3,736 hm³) avec une précipitation de 210,5 mm, ainsi qu'une partie des eaux usées brutes rejetées en rivière, en amont du lac de barrage.

La fréquence des germes totaux est assez variable d'une station à l'autre mais plus élevée aux mois de janvier, février et avril sur la majorité des stations (fig. 38b). C'est en fonction de la nature du milieu lessivé, de la nature physique et la chronique des apports de l'oued Menacer, que nous pouvons expliquer l'impact des éléments dissous liés aux activités humaines sur la fréquence bactérienne (Winiarski, 2004). Beuffe et Torre (2004), montrent qu'il existe un lien direct entre les apports et la biomasse bactérienne des eaux de surface.



La présence de ces germes nous donne une appréciation globale de la contamination et une évaluation de la flore bactérienne, sans préciser les sources de contamination (CEAEQ, 2005).



études de Garcia Armissen et al. (2005), les activités agricoles impliquent des apports importants de microorganismes (pathogènes ou non) d'origine fécale dans les eaux de surface. Les valeurs minimales en coliformes totaux ont été enregistrées en hiver (février, mars 2007), suivi d'une forte augmentation au mois de mai 2007 avec 234 UFC/100ml. Ceci serait en relation avec les fortes concentrations en matières en suspension (84,22 mg/l). Nous remarquons une apparition des bactéries qui est toujours suivie par leur disparition dans un temps bien déterminé.

Une répartition homogène au cours de l'année des coliformes totaux a été observée au niveau des trois stations A, E et F au mois de décembre, avec une fréquence de 11% à 19% (fig.39b). La fréquence en coliformes totaux au niveau de la station B (forêt) est de 55% au mois de mai, alors qu'au niveau de la station C, la fréquence des coliformes totaux est élevée au mois d'août 87%, et elle est de 72% au mois de janvier pour la station D (pâturage). Ce groupe présente la même évolution.

Leur présence est considérée comme indicatrice de la présence de pollution et elles peuvent être indirectement associées à une pollution d'origine fécale dans les eaux du barrage. Leur existence ne constitue pas un risque immédiat pour la santé (CEAEQ, 2003). En effet, la

plupart des espèces de ce groupe se retrouvent naturellement dans le sol ou sur la végétation (Edberg et al, 2000), d'autres ne se retrouvent que rarement dans les fèces et peuvent se multiplier dans l'eau (OMS, 2000).

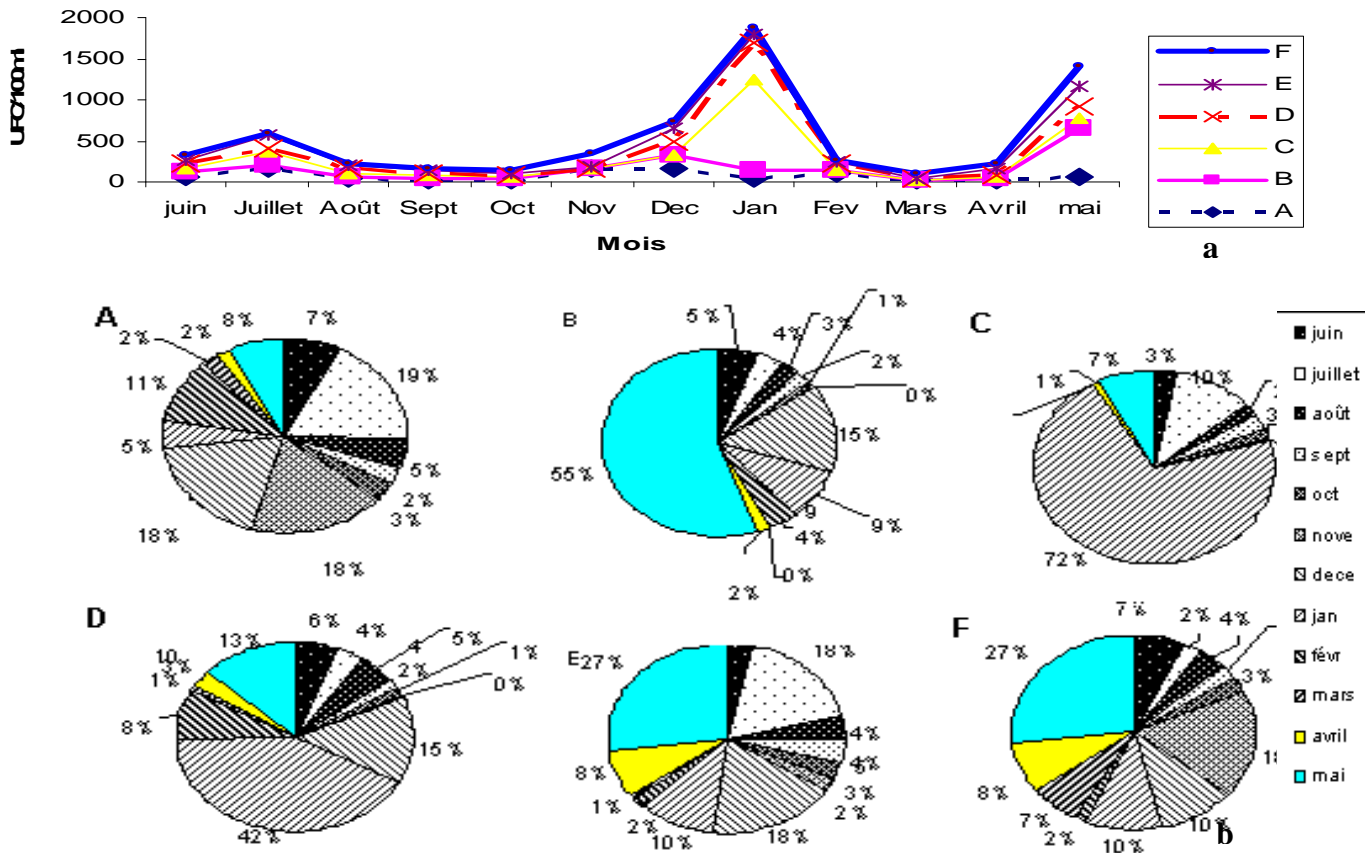


Figure 39: Evaluation mensuelle des coliformes totaux (a) et en fonction des stations étudiées (b)

3.3. Coliformes fécaux

Les variations mensuelles des coliformes fécaux sont irrégulières (fig.40a). De faibles charges apparaissent durant la période allant du juin (4 UFC/ml) à octobre 2006 (18 UFC/100ml), excepté le mois de juillet, où nous avons dénombré 78 UFC/100ml. Par la suite nous avons noté une évolution importante durant le mois de novembre et décembre 2007, durant lesquels, nous avons enregistré un pic de 127 UFC /100ml. Ensuite nous notons la présence des fluctuations moins importantes durant février et mai 2007 avec une disparition d'un grand nombre des coliformes au cours des mois précédents. Ces résultats sont la conséquence de plusieurs facteurs environnementaux tels que les précipitations, les apports de différentes nature et le ruissellement des sols. Les coliformes disparaissent rapidement car elles ne s'adaptent pas à cet environnement qui leur est étranger (George et Servais, 2002). Cette disparition résulte de l'action combinée de divers paramètres physico-chimiques et biologiques qui interagissent entre eux (George et Servais, 2002). D'après ces résultats, nous pouvons déduire qu'au cours du temps, les bactéries passent par deux phases : de croissance et de mortalité, qui dépendent toujours des conditions du milieu.

Les coliformes fécaux ont la même dynamique mensuelle que les coliformes totaux. Une répartition homogène a été observée au niveau des deux stations E et F (fig.40b), dans lesquelles une forte fréquence (45%) a été enregistrée au mois de décembre 2006 avec de fortes précipitations (210,5 mm). Pour les stations B (forêt) et F (tour de prise), nous avons

remarqué la même fréquence 23% au mois de mars. Cette variation est probablement due aux apports de l'oued Menacer, de rejets domestiques et aux apports de la terre venant de l'extérieur au cours du lessivage par des activités de pâturage. Cette dernière a un impact direct sur la pollution fécale (George et Servais, 2002).

La présence des coliformes fécaux dans un milieu aquatique, est considérée comme un bon indicateur d'une contamination récente du milieu par du matériel fécal humain ou animal à sang chaud (Helmer et al. 1991, Baudisová 1997). En période estivale, en particulier lorsque la température de l'eau dépasse 15°C, la prolifération de bactérie est parfois possible d'une manière récurrente. Il est alors possible que l'énumération révèle des coliformes fécaux qui n'ont pas une origine fécale (Cantin, 2003).

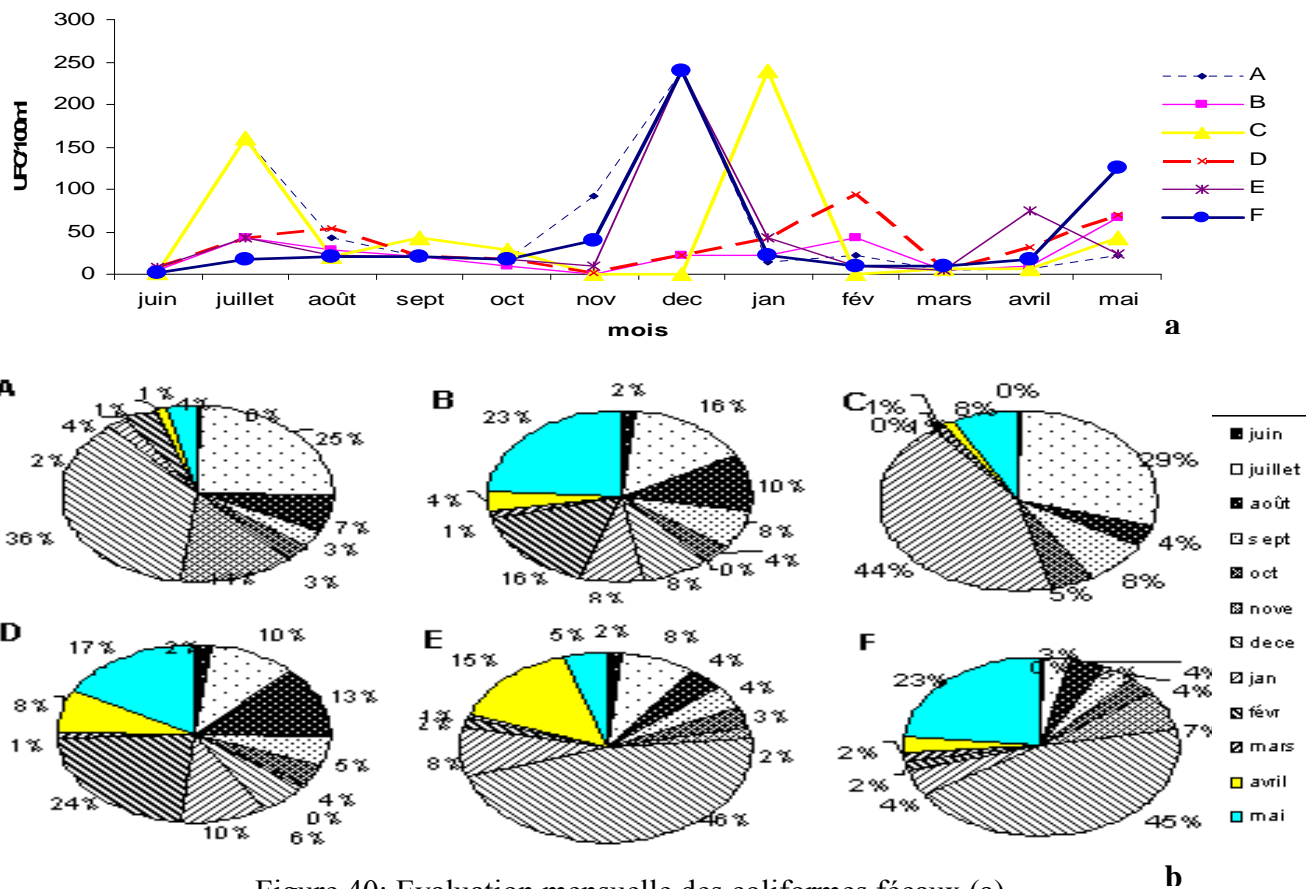


Figure 40: Evaluation mensuelle des coliformes fécaux (a) et en fonction des stations étudiées (b)

3.4. *Escherichia coli*

Les fluctuations temporelles de la contamination fécale par *E. coli* des eaux du barrage (fig.41a) ont été observées pendant la période estivale (juin 2006, juillet et août 2006) avec de faible charge de 2 UFC/100ml à 3 UFC/100ml. Les charges élevées ont été enregistrées pendant la période hivernale (décembre, janvier et aux mois d'avril et mai 2007). La concentration moyenne des six stations est plus élevée (26 UFC/100ml) au mois de mai 2007. Par ailleurs, les campagnes de décembre 2006 et mai 2007 ont été réalisées pendant des journées où il faisait un mauvais temps.

La distribution et la dynamique d'*E. coli* dans les eaux du barrage de Boukourdane, diffèrent d'une station à une autre. La fréquence d'*E. coli* au niveau de la station C est nettement supérieure aux autres stations en période estivale (fig.41b). La même fréquence a été notée au mois de mai au niveau de la station B (41%) et de la station D (44%). D'une

façon générale, la station D (pâturage) est la plus contaminée durant l'année 2006/2007. Le lessivage des sols pâturés, où la prolifération des bactéries fécales est importante a conduit à la contamination des eaux de surface. La présence d'*E. coli*, est le marqueur le plus précis de contamination fécale (Kravitz et al., 2000).

Durant notre étude, nous avons confirmé la présence d' *E. coli* (colonie rouge orangé sur le milieu Tergitol) à l'aide de plusieurs tests biochimiques. Ainsi que la présence du *Citrobacter freundii* (colonie verte sur le même milieu) et *Citrobacter amalonaticus*. Ces deux dernières espèces sont présentes en très faible charge dans l'eau du barrage.

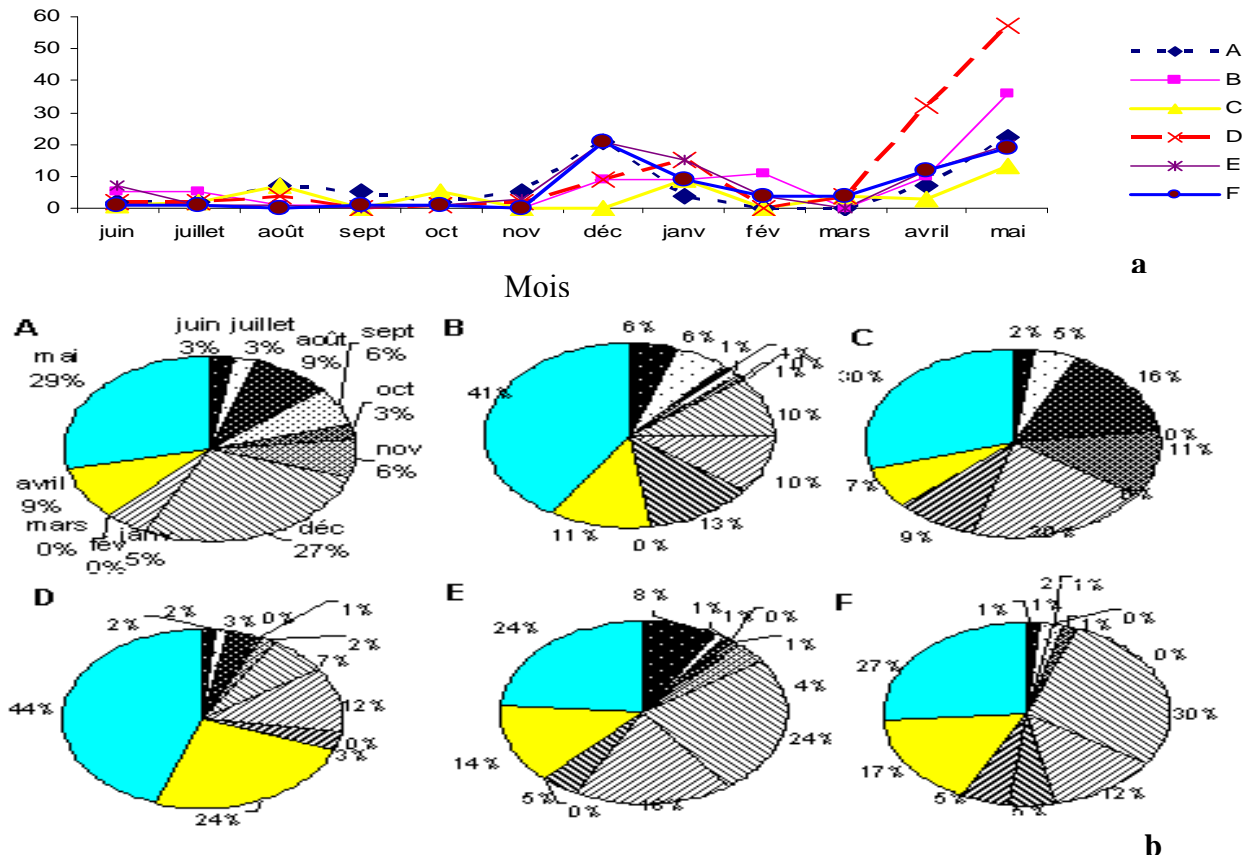


Figure 41 : Evaluation mensuelle *Escherichia coli* (a) et en fonction des stations étudiées (b)

3.5. Entérocoques

La charge des Entérocoques est stable du mois de juin jusqu'à octobre 2006 (fig.42a). La croissance et la prolifération des Entérocoques commence à augmenter pour atteindre le maximum aux mois de décembre (109 UFC/100ml) et en avril (85 UFC/100ml). Une disparition rapide des Entérocoques aux mois de janvier et mai 2007. Le pic a été enregistré au mois de décembre. Ceci peut être dû aux précipitations et aux apports de la matière organique, par effet du lessivage des sols pâturés.

Nous avons noté une fréquence de 62% au niveau de la station F et de 51 % au niveau de la station C (fig.42b). Ceci peut être expliqué par les précipitations au mois de décembre (temps tempéré) et par les apports de l'oued Menacer au niveau de la station C. Nous avons observé également des troupeaux de bovins au niveau de la station D (56%) (Pâturage). Les Entérocoques sont plus résistants aux conditions environnementales difficiles et persistent plus longtemps dans l'eau (température plus froide et eaux pauvres en éléments nutritifs) (Gleeson et Gary, 1997, Emmanuel, 2003). La disparition des Entérocoques résulte de l'action

combinée de divers paramètres physico-chimiques et biologiques qui interagissent entre eux (Garcia Armisen, et al, 2005). A l'aide des tests biochimiques, nous avons identifié la présence d'une espèce de ce groupe qui serait *Entérocooccus durans*. Ce groupe semble assez ubiquiste (Geldreich et al. 1964), leur présence est généralement considérée comme un indicateur fiable de pollution fécale (George et Servais, 2002). La totalité d'espèces du genre *Entérocooccus* ont la caractéristique de tolérer les fortes concentrations du NaCl.

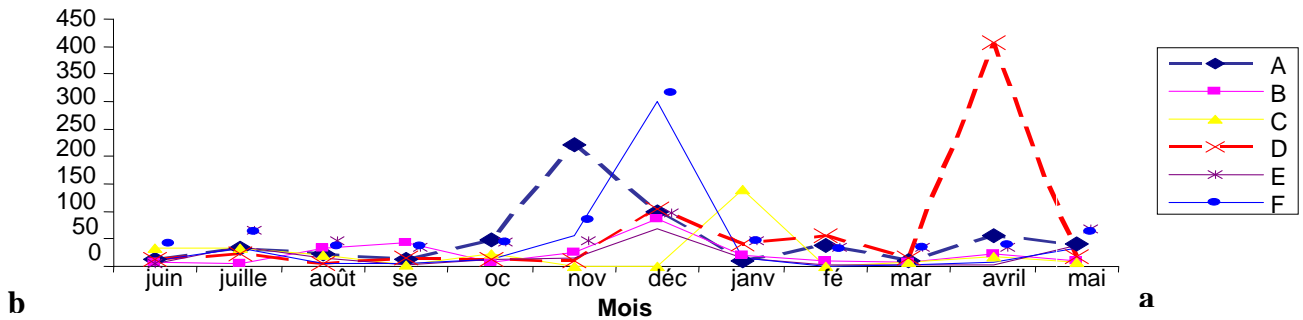
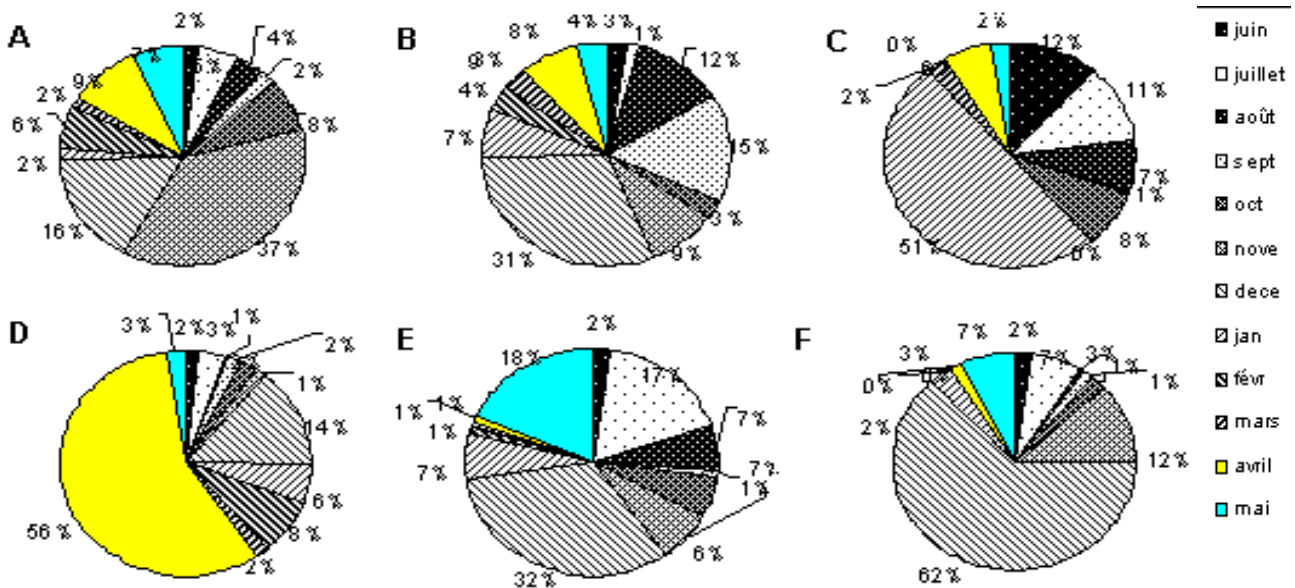


Figure 42: Evaluation mensuelle des Entérocoques (a) et en fonction des stations étudiées (b)



3.6. Clostridium

Les bactéries anaérobies (*Clostridium*) marquent une évolution régulière durant les 12 mois d'analyse (fig.43a), pour atteindre le pic au mois de mai 2007 (47 UFC/20ml). Cela pourrait être dû à la faible conductivité durant ce mois. La plus faible valeur a été enregistrée au mois de novembre avec 5 UFC/20ml. Une forte conductivité (782 $\mu\text{m}/\text{cm}$) que nous avons noté durant ce mois pourrait être la cause d'inhibition de la prolifération des *Clostridium*, elle pourrait être en relation avec la concentration du chlorure (278 mg/l).

La distribution des *Clostridium* par station est hétérogène (fig.43b). Nous notons l'absence des *Clostridium* en avril au niveau des deux stations A et C et une fréquence de 27% au niveau de la station D, alors que des fortes densités ont été enregistrées au niveau des stations E (Oued Fedjana) et B (Forêt). Une fréquence de 29% est notée au niveau des stations A et B au mois de mai. Ils sont souvent considérés comme des témoins de pollution fécale.

La forme sporulée, plus résistante que les formes végétatives des coliformes fécaux et des *Entérocoques*, permettrait ainsi de détecter une pollution fécale ancienne ou intermittente (Rodier et al., 1996). Ce sont des bactéries anaérobies « sulfito-réductrices » responsables de la dégradation des composés sulfurés, ce qui entraîne une réaction favorisant la production de gaz malodorants, qui est l'hydrogène sulfuré (H₂S) (RTM, 2004).

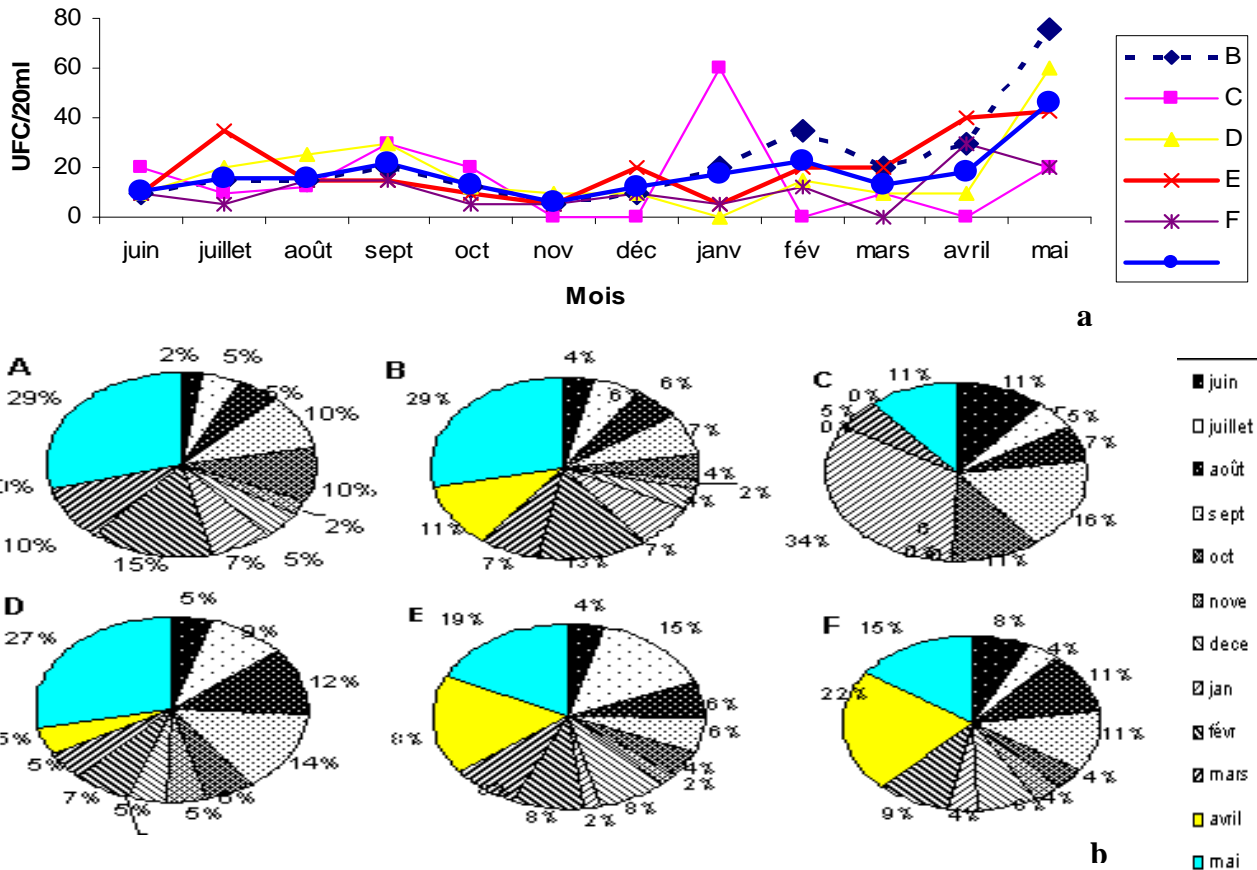


Figure 43: Evaluation mensuelle des Clostridium (a) et en fonction des stations étudiées (b)

3.7. Salmonelles, Shigelles et Vibrions

Durant notre étude, nous avons constaté l'absence totale des agents pathogènes tels que Salmonelles, Shigelles et Vibrions. Selon la directive européenne, la recherche des Salmonelles n'est préconisée que dans le cas où une contamination fécale est déjà révélée par la présence de teneurs élevées en bactéries indicatrices, qui obéit à une autre logique que celle des germes indicateurs. Il est cependant important de noter que la relation entre la présence des indicateurs comme les coliformes et les bactéries pathogènes telles que les salmonelles n'est pas clairement établie (George et Servais, 2002). Des salmonelles sont déjà détectées dans des eaux considérées comme conformes à la norme sur la base des bactéries indicatrices (Morinogo et al. 1986, Polo et al., 1998). L'absence des Vibrions peut être due aux effets protecteurs de certaines bactéries présentes dans l'eau (Jacq et al, 1992).

3.8. Champignons (Levures et moisissures)

Les champignons recherchés dans l'eau sont les levures et les moisissures. Les résultats montrent que la dynamique mensuelle des champignons est très variable. Nous

avons enregistré pendant la période allant de septembre 2006 jusqu'au février 2007 une très faible multiplication levurienne à l'exception du mois novembre 2006. Leur évolutions commencent de mars jusqu'au mois de mai 2007. Nous avons dénombré 25 UFC/ml de levure et 94 UFC/ml de moisissure (champignons filamenteux). Les levures se rencontrent dans les milieux fortement concentrés en sucres qui représentent un de leurs environnements préférés (Leclerc, 1975). En effet les facteurs climatiques telles que les fortes précipitations entraînant une dilution ou un appauvrissement du milieu, qui pourraient être la cause principale de ce faible développement. Cependant les moisissures sont isolées régulièrement de façon constante de septembre à décembre, malgré la faible teneur en matière organique dans l'eau (4,3mg/l). Au delà du mois de janvier, le dénombrement des moisissures évolue avec la richesse du milieu en éléments nutritifs. La période de survie des moisissures est située beaucoup plus en période pluviale (décembre 2006, janvier 2007). Nous pouvons considérer que les précipitations sont un synchroniseur pour les moisissures mais pas pour les levures. Ces dernières sont présentes lors des périodes tempérées et sèches. Les champignons (levures et moisissures) sont incapables d'effectuer la photosynthèse et tirent leur énergie de l'oxydation des composés chimiques organiques. Ils sont en relation avec la matière organique en décomposition (Leclerc, 1975).

Pour les espèces isolées, nous avons pu identifier à l'aide d'un microscope photonique, la présence d'une espèce de moisissure dominante dans l'eau qui serait *Pythium tracheiphilum* du groupe de *Phycomycètes*. Ce sont des champignons primitifs, qui peuvent être aquatiques végétant sur les débris organiques en décomposition (Leclerc, 1975).

Concernant les levures, il existe une espèce dominante dans l'eau du barrage pouvant appartenir à *Saccharomyces cerevisiae* (fig.44ab), Cette espèce est largement distribuée dans la nature, par le processus asexué (le bourgeonnement) qui est un des stades du cycle biologique complet de la levure. Elle est rencontrée fréquemment dans le sol (Leclerc, 1975). Par le ruissellement des précipitations, l'eau du barrage est contaminée par cette espèce surtout aux mois d'octobre, avril et mai 2007.

Une fréquence de 50% de *Pythium tracheiphilum* est enregistrée au niveau de la station F pendant le mois de mars et au niveau des stations A, B et C avec respectivement 32%, 17% et 17% (fig.45b). Ces valeurs pourraient être expliquées par l'abondance des matières organiques disponibles au niveau de la station F qui est caractérisée par une végétation importante. L'absence totale de *Pythium tracheiphilum* au niveau des stations D et E au mois de mars 2007 est consécutive à l'habitat qui jouait un rôle principal dans la distribution et la croissance des champignons.

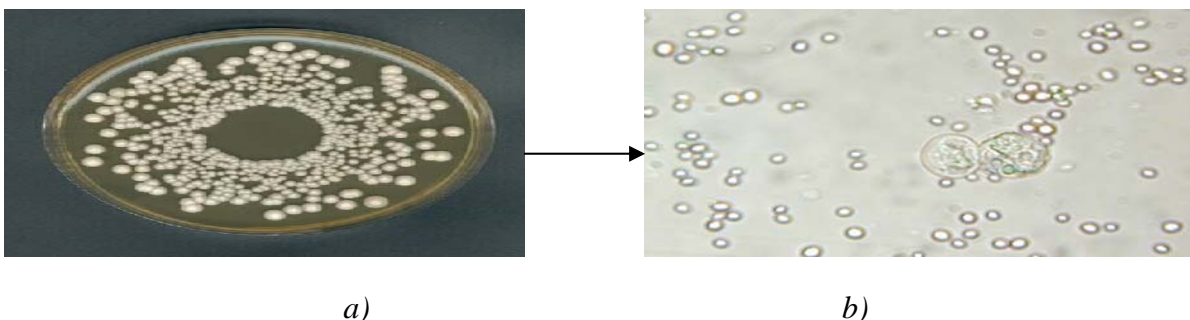
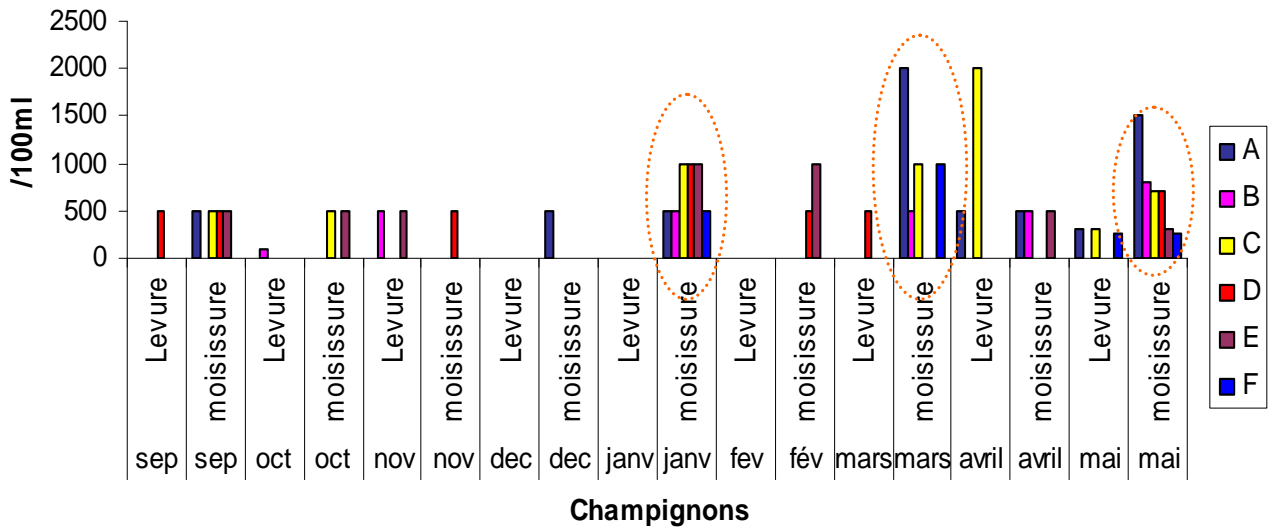
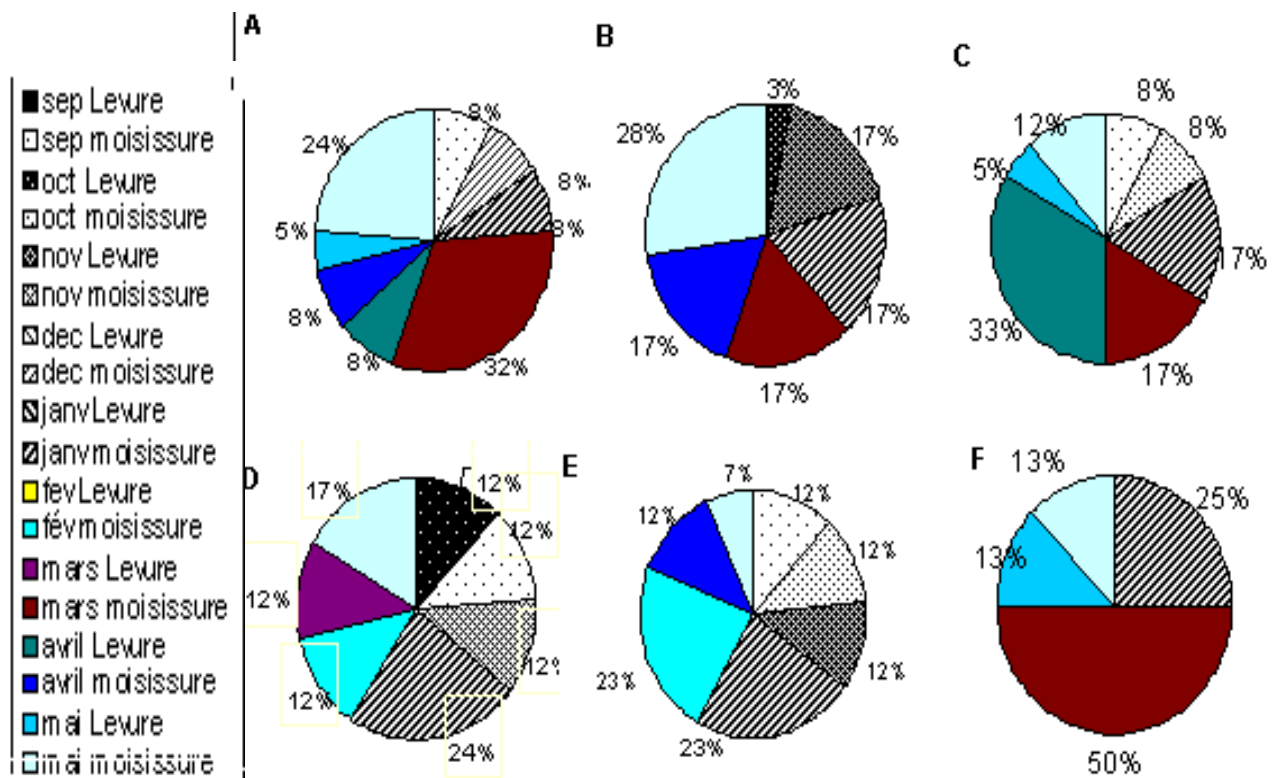


Figure 44 : *Saccharomyces cerevisiae*, sur une boîte de culture (a) et observer au microscope photonique (x40)(b)



a



b

Figure 45 : Evaluation mensuelle des levures et moisissures (a) et en fonction des stations étudiées (b)

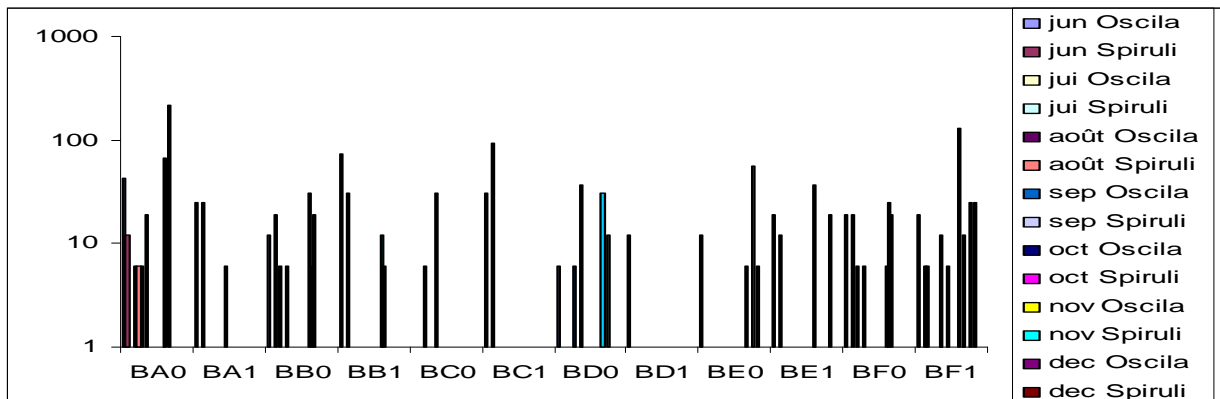
3.9. Cyanobactéries

La production des cyanobactéries est de $24 \cdot 10^4$ cellules/l et $45 \cdot 10^4$ cellules/l respectivement aux mois de juin et janvier mais évolue au mois de février à $50 \cdot 10^4$ cellules/l (fig.46a), alors qu'elle est négligeable au mois de mai 2007. Nous avons recensé la présence de deux genres de cyanobactéries dans l'eau qui seraient *Oscillatoria* avec une abondance de 96% et 4% pour *Spirulina*. La période de prolifération la plus importante des cyanobactéries est enregistrée de juin à septembre 2006, et de janvier à avril 2007. Les

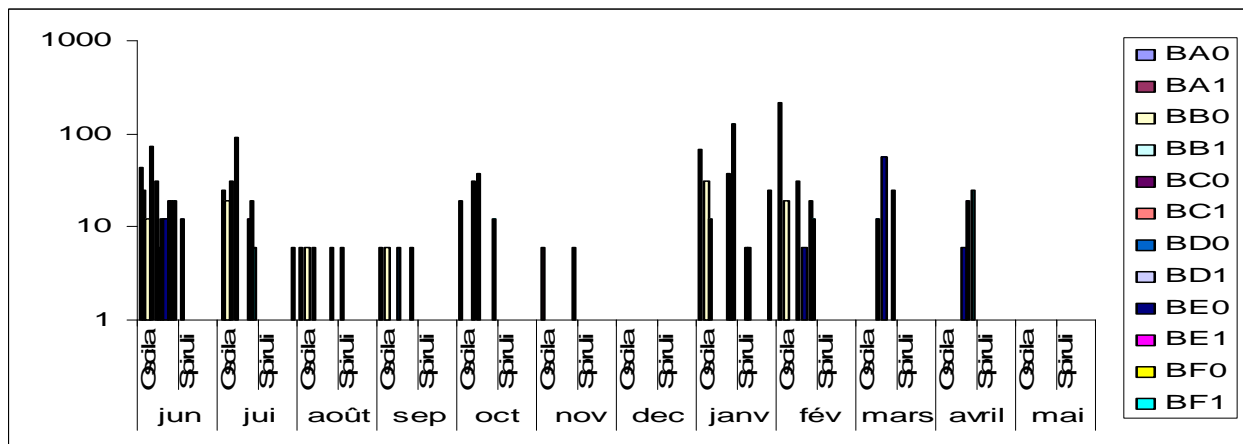
cyanobactéries se développent plutôt entre 13° et 30°C. En comparant avec les fluctuations de la température et l’oxygène dissous, on trouve que les cyanobactéries ne se développent pas forcément dans les mêmes gammes de température. Elles ont tendance à suivre le signal de l’oxygène dissout produit par d’autre biomasse algale (Yon, 2004).

Au niveau de la station A, nous avons dénombré plusieurs cellules/l par rapport aux autres stations, et ceci est en relation avec l’apport des nutriments provenant de terrains agricoles. Ces éléments constituent le principal facteur environnemental qui tend à favoriser la prolifération de cyanobactéries (Robert et al., 2005).

Notre étude montre que la densité des cyanobactéries s’accroît en fonction de la profondeur seulement au niveau des stations E et F (fig.46b). Les cyanobactéries tendent à se sédimenter sur le fond. Certains facteurs permettent de mieux comprendre la dominance d’*Oscillatoria*. La diminution des ressources en nutriments a contribué à augmenter la transparence de l’eau du lac, ce qui est le cas en période estivale (juin et juillet 2006). L’intensité lumineuse nécessaire est suffisante pour le développement d’*Oscillatoria* jusqu’à une profondeur de (10-15m) (Yon, 2004). Elles peuvent vivre dans les eaux polluées ou dans les vases riches en hydrogène sulfuré. Selon Bonnet et Poulin (2002), la température est un facteur favorisant le développement de certaines cyanobactéries. Elles représentent un élément essentiel de la chaîne alimentaire et sont un élément important du phytoplancton. Certains étangs piscicoles leur doivent leur rendement exceptionnel en poissons. Par contre, certaines espèces donnent un goût et une odeur de vase aux poissons qui les consomment et à l’eau du barrage.



a



b

Figure 46 : Evaluation mensuelle des cyanobactéries (a) et en fonction des stations étudiées (b).

IV.4. Abondance relative annuelle

L'abondance relative des différents groupes microbiens est représentée sur la figure 47. L'analyse des résultats montre que les cyanobactéries prédominent à 93%, alors que les autres germes ne représentent que 7% avec une répartition de 4% des moisissures et 1% de levures. Concernant les coliformes, nous avons noté 0,5% des coliformes totaux, 0,37% des coliformes fécaux, 0,07% *Escherichia coli*, 0,4% des Entérocoques et 0,2 de Clostridium.

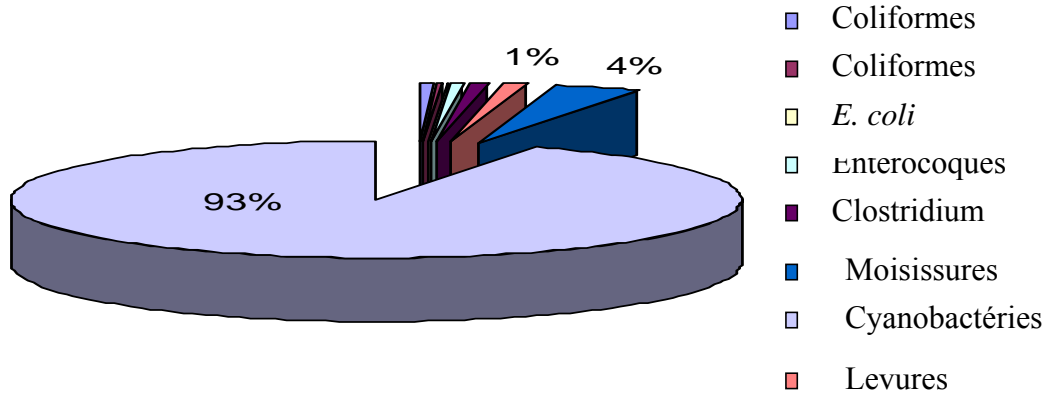


Figure 47 : Abondance relative de la flore microbienne dans l'eau du barrage

Pour ce qui est des groupes bactériens, le tableau 14, montre que les coliformes totaux sont abondantes (24%) au niveau de la station C (fig.48), alors que au niveau de la station A, nous avons enregistré une dominance de 22% des coliformes fécaux. Nous avons noté aussi qu'*E.coli* et les Entérocoques présentent une abondance respectivement de 25% et 28% au niveau de la station D. Les Clostridium sont abondants (21%) au niveau de la station B.

Tableau 14 : Abondance des différents groupes bactériens durant un cycle annuel (2006/2007).

	GT	CT	CF	<i>E. coli</i>	Entérocoque	Clostridium
Abondance	20%	24%	22%	25%	28%	21%
Station	F	C	A	D	D	B

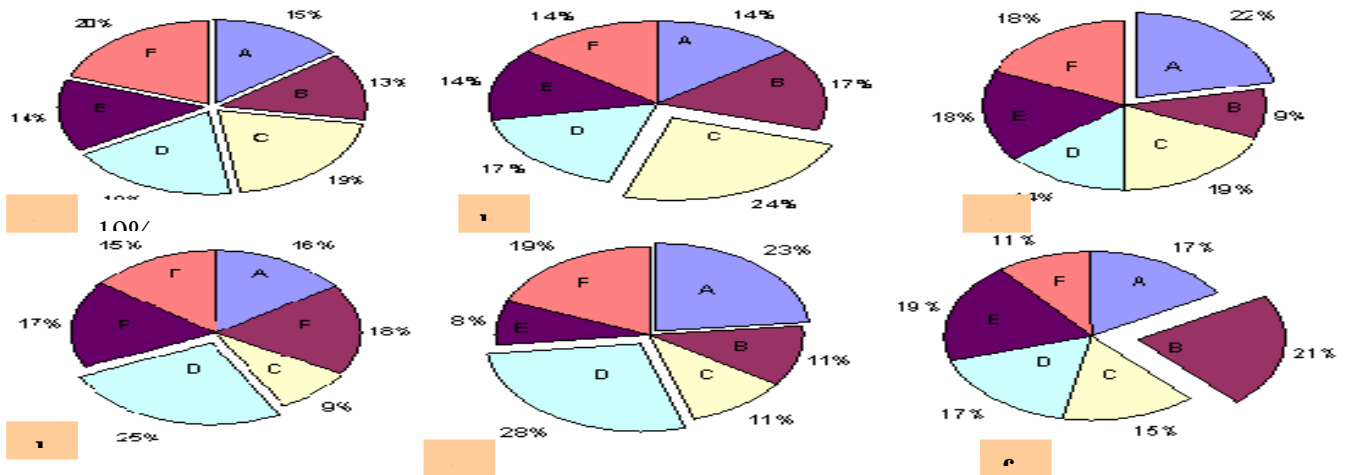


Figure 48 : Abondance des différents groupes de bactéries par station sur un cycle annuel.
 a) Germes totaux, b) coliformes totaux, c) coliformes fécaux, d) *E. coli*,
 e) Entérocoques, f) Clostridium

IV.5. Qualité bactériologique

La qualité bactériologique des eaux de surface varie d'un mois à l'autre en fonction des conditions météorologiques. Le potentiel d'un milieu aquatique peut donc changer selon les étés, dépendamment de l'importance des précipitations, c'est le cas du barrage de Boukourdane. Les précipitations et les débordements d'eaux usées non traitées qui en résultent ont un effet direct sur la qualité de l'eau (Hébert, 2004). D'après le tableau de Classification de la qualité bactériologique en eau douce (Hébert, 2004), l'eau de barrage de Boukourdane correspond à une qualité excellente ou bonne pour la baignade (classe A ou B) avec une moyenne annuelle d'*E. coli* de 7UFC/100ml, donc le potentiel pour la baignade est possible à une fréquence supérieure ou égale à 70%.

En comparant les valeurs moyennes annuelles des bactéries obtenues durant l'étude, tels que les coliformes totaux (89UFC/100ml), les coliformes fécaux (43UFC/100ml), les Entérocoques (36UFC/100ml) et l'absence des salmonelles, (suivant les normes de la Directive du conseil des communautés Européennes), nous pouvons avancer que l'eau du barrage est dans les normes pour la baignade. Selon la directive de l'OMS, cette eau reste conforme pour l'irrigation.

Les normes bactériologique pour l'irrigation sont basées surtout sur les coliformes fécaux (<200UFC/100ml) et le nombre d'œufs d'helminthes qui ne doit pas dépasser 1œuf /litre. Le barrage de Boukourdane peut être considéré comme un bassin de stabilisation, qui constitue une méthode simple pour l'élimination des agents pathogènes et permettre aussi d'éliminer les helminthes par décantation. Cette dernière peut suffire pour obtenir la qualité recommandée pour l'irrigation (Boudjema et Nacef, 2005).

Concernant la consommation en eau potable, et selon la qualité bactériologique requise pour les eaux douces superficielles utilisées pour la production d'eau livrée à la consommation (directive européenne), cette eau est classée dans les valeurs guide A₂. Elle sera destinée à la consommation après qu'elle ait subi les traitements recommandés par la directive européenne, un traitement normal physique, chimique et désinfection (pré chloration, coagulation, floculation décantation, filtration, désinfection (chloration finale))(Goerge et Servais, 2002). Effectivement, l'eau de barrage passe par une station d'épuration avant qu'elle soit destinée à la consommation en eau potable et elle ferait l'objet de la pisciculture.

V. Etude de la distribution verticale de flore bactérienne

La densité des germes totaux (fig.49) est plus élevée au fond du barrage de Boukourdane qu'à la surface durant trois mois avec une moyenne de 63.10² UFC/100ml (surface) /173.10² UFC/100ml (fond) au mois de juin 2006, 125.10²/ 160.10² (UFC/100ml) au mois d'avril et de 139.10²/ 148.10² (UFC/100ml) au mois de mai 2007. La station C ne présente pas de différence significative dans la concentration bactérienne entre la surface et le fond car elle est de faible profondeur. Il y a une diminution du niveau de barrage au mois de juin 2007. Par contre au niveau de la station F (14 m de profondeur), nous avons enregistré une grande différence de la densité bactérienne entre la surface et le fond du barrage.

L'évaluation des coliformes totaux (fig.50) en fonction de la profondeur est de 39/14 UFC/100ml au mois de juin 2006, 8/30 UFC/100ml au mois d'avril et 62/404 UFC/100ml au mois de mai 2007. La densité élevée des coliformes totaux se localise au fond du barrage.

Les coliformes fécaux mensuels varient aussi en fonction de la profondeur (fig.51), avec une densité moyenne plus élevée au fond qu'à la surface. Elle est de 6/18 UFC/100ml au mois de juin, 1/3 UFC/100ml au mois d'avril et de 20/96 UFC/100ml au mois de mai 2007.

E. coli est absente à la surface (fig.52) au mois de juin 2007, alors que nous avons dénombré 2 UFC/100ml au fond, 4/9 UFC/100ml au mois d'avril et de 14/42 UFC/100ml au mois de mai 2007.

La différence bactérienne entre la surface et le fond du barrage est très marquée durant trois mois d'études (juin 2006, avril et mai 2007). Elle augmente en fonction de la profondeur. Cette différence de charge bactérienne est due à plusieurs facteurs, telle que la charge en matière en suspension qui se sédimente avec les bactéries. Le temps de sédimentation est variable en fonction de la profondeur de chaque station. Le brassage du barrage, les mouvements du fond à la surface du barrage entraînent une distribution homogène des bactéries puis une hétérogénéité qui s'installe dans la période calme (Bianchi, 1973).

L'amplitude des variations semble être liée aussi à l'évolution générale des facteurs écologiques et les poussées bactériennes paraissent succéder aux poussées phytoplanctoniques (Bianchi, 1973) souvent tant à la base qu'au sommet de la chaîne trophique. La présence des bactéries sont indispensables pour deux raisons importantes : elles nourrissent d'autres organismes et elles sont responsables de la dégradation de la matière. Au mois de mai 2007, nous avons remarqué que la distribution des bactéries est plus abondante dans la couche supérieure éclairée et leur nombre décroît avec la profondeur. La croissance bactérienne dépend du flux de matière organique dissoute provenant du phytoplancton et du zooplancton (Li et Dickie, 1995)

La répartition des germes totaux et des coliformes en fonction de la profondeur est l'un des principaux facteurs à considérer lors de l'étude du fonctionnement bactérien. L'augmentation de la luminosité durant l'été entraîne généralement une augmentation de la biomasse algale (Sabater et al., 1998).

Par la décomposition des cellules on note une quantité parfois non négligeable de matière organique dans les eaux (Walters et Smock, 1991), ce qui favorise parfois le développement des organismes hétérotrophes. Les dépôts de matières organiques ont pu provoquer un ombrage limitant la photosynthèse et le développement algal et entraîner une consommation plus importante de l'oxygène par les micro-organismes aérobies. L'activité des bactéries du fond dépend de la quantité organique des sédiments (Nogaro et al, 2005).

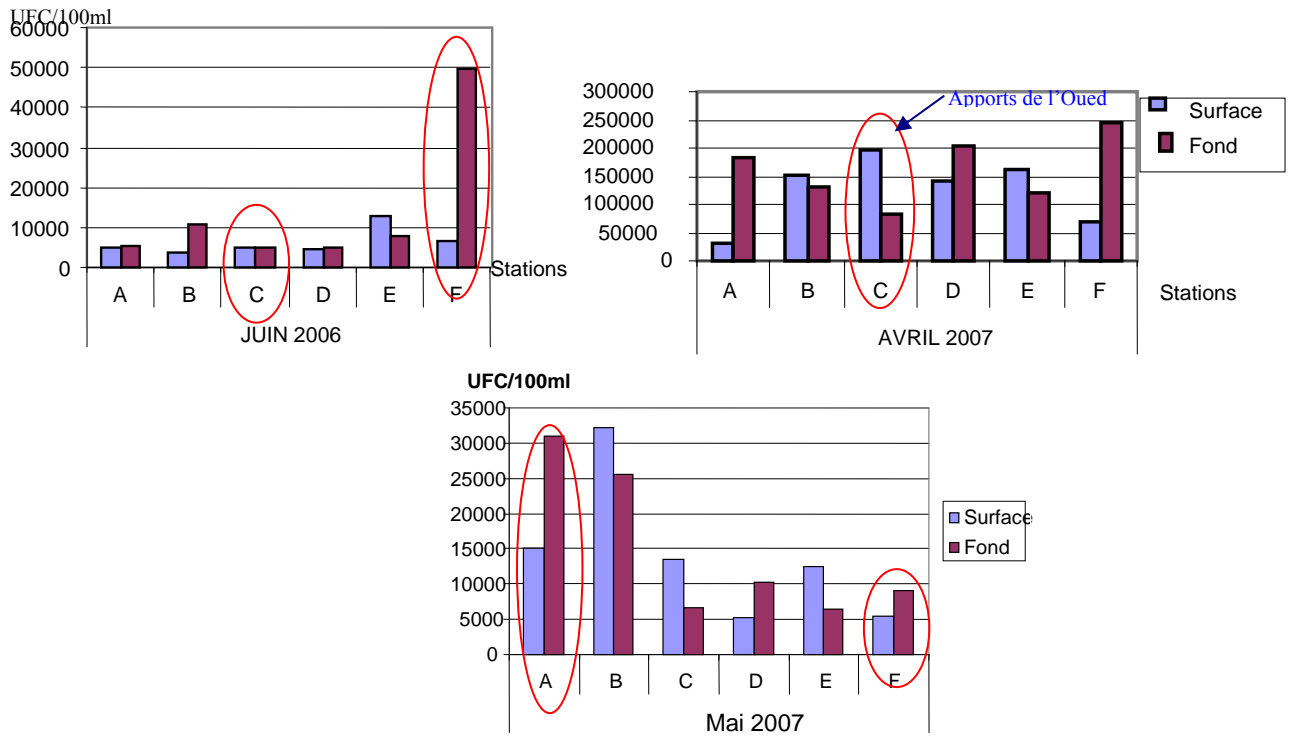


Figure 49 : Evaluation des Germes totaux en fonction de la profondeur dans les différentes stations étudiées durant les mois de juin 2006, avril 2007 et mai 2007

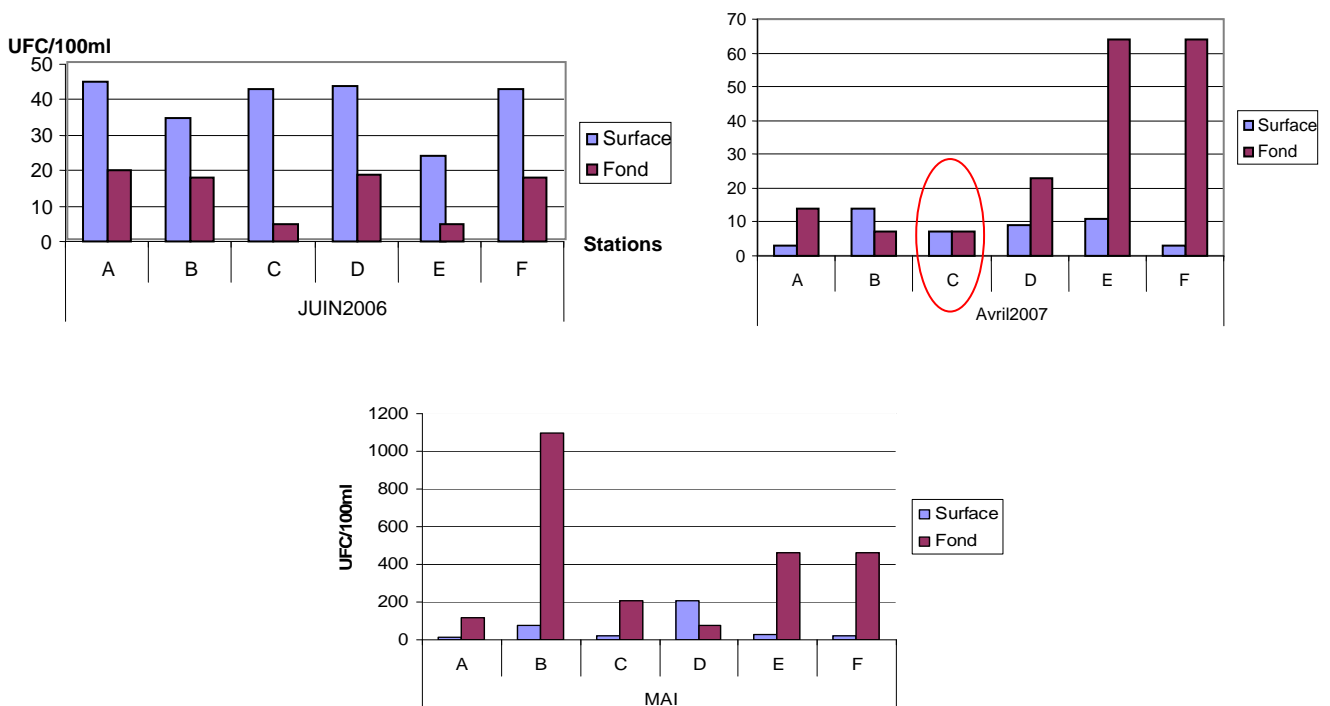


Figure 50 : Evaluation des coliformes totaux en fonction de la profondeur dans les différentes stations étudiées durant les mois de juin 2006, avril 2007 et mai 2007.

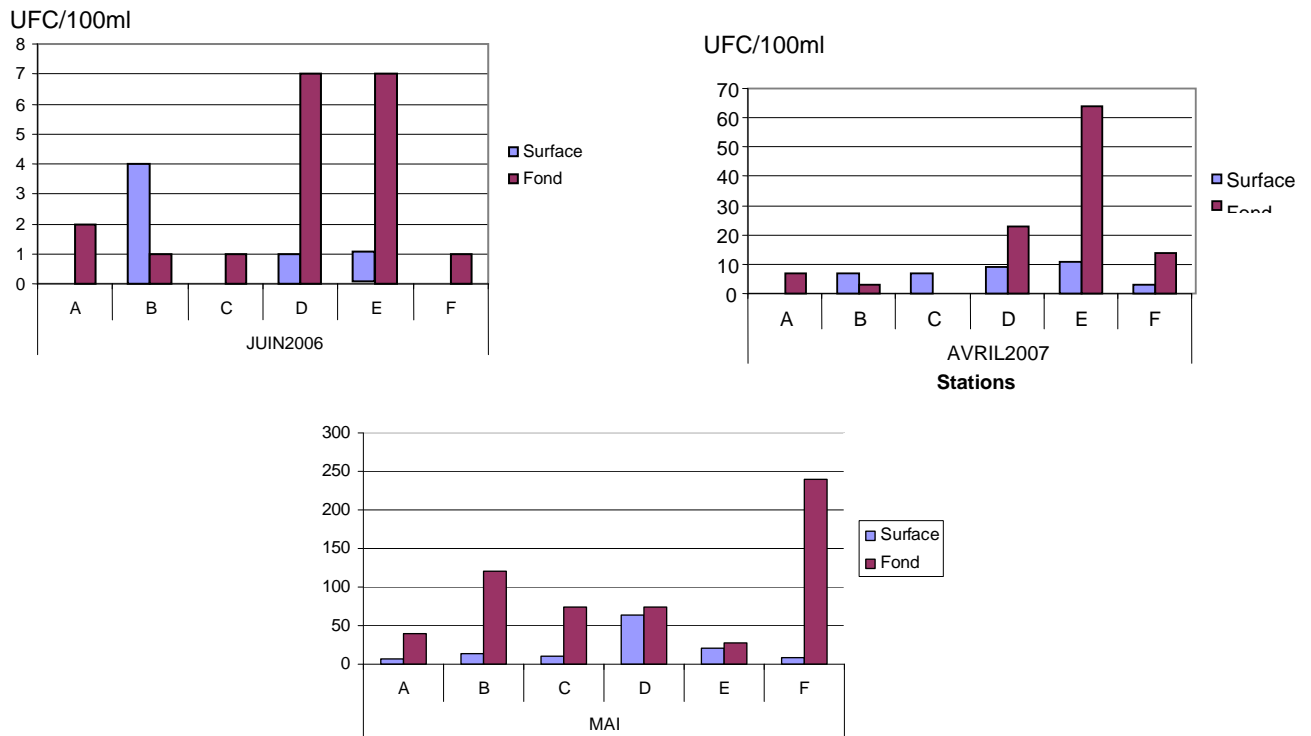


Figure 51 : Evaluation des coliformes fécaux en fonction de la profondeur dans les différentes stations étudiées durant les mois de juin 2006, avril 2007 et mai 2007

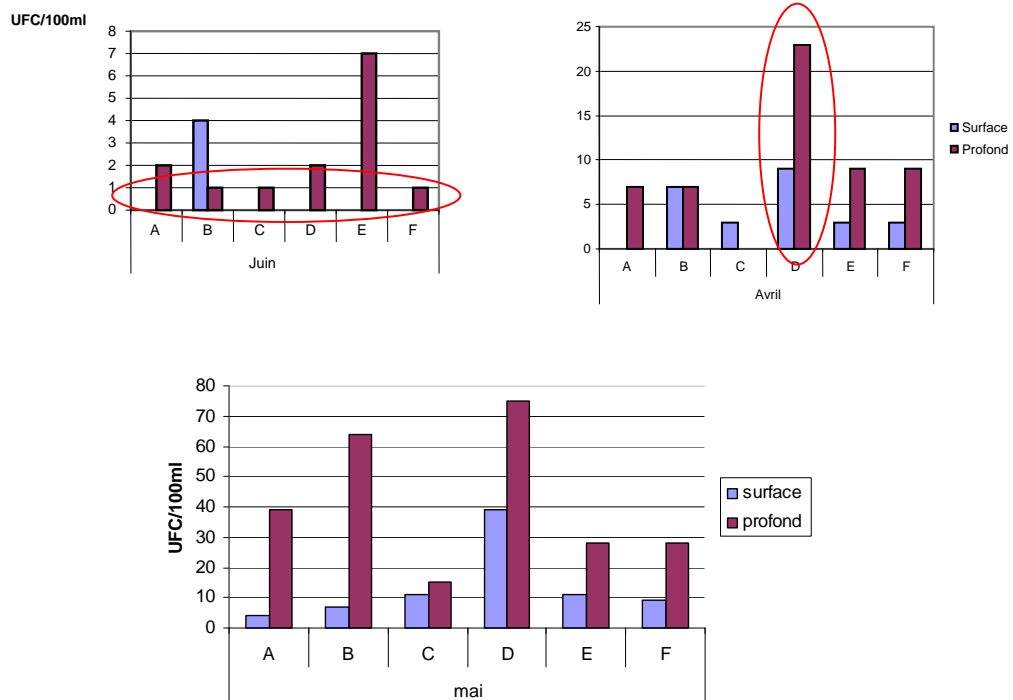


Figure 52: Evaluation d' *Escherichia coli* en fonction de la profondeur dans les différentes stations étudiées durant les mois de juin 2006, avril 2007 et mai 2007

Un autre facteur peut contribuer à la disparition apparente des bactéries coliformes dans la colonne d'eau, il s'agit de leur absorption sur des particules en suspension dans l'eau puis leur sédimentation avec celles-ci (George et Servais, 2002). Il semble que les bactéries ou leurs agrégats aient un rôle dans le transport actif des matières en suspension (MES) et même les polluants en général (Neto et al., 2005). Une partie de la charge polluante se dépose sur le fond (fig.49, 50, 51 et 52) où elle forme des vases anaérobies, avec formation de gaz (CH_4 , H_2S). Une pellicule de micro-organismes ou d'algues unicellulaires peut se développer à la surface de la vase (Gaujous, 1995). Les échanges eau-sédiment jouent aussi un rôle primordial dans le processus biogéochimique et microbiologique comme la minéralisation de la matière organique et le recyclage des nutriments (Boulton et al., 1998).

De nombreuses études ont montré que les sédiments constituent un réservoir très important de germes fécaux car ce milieu est favorable à une meilleure survie des microorganismes en raison de son effet protecteur contre les rayonnements solaires (Pommepeuy et al. 1992) et de sa teneur parfois élevée en nutriments et en matière organique (George et Servais, 2002). Le stockage temporaire des bactéries dans les sédiments est difficilement quantifiable car son importance dépend de la charge sédimentaire du lac de barrage et de sa morphologie (zone de calme, de la qualité des sédiments, capacité d'absorption des microorganismes, capacité à favoriser leur survie) et de l'hydrologie (phase de dépôt et de remise en suspension lors des crues) (George et Servais, 2002).

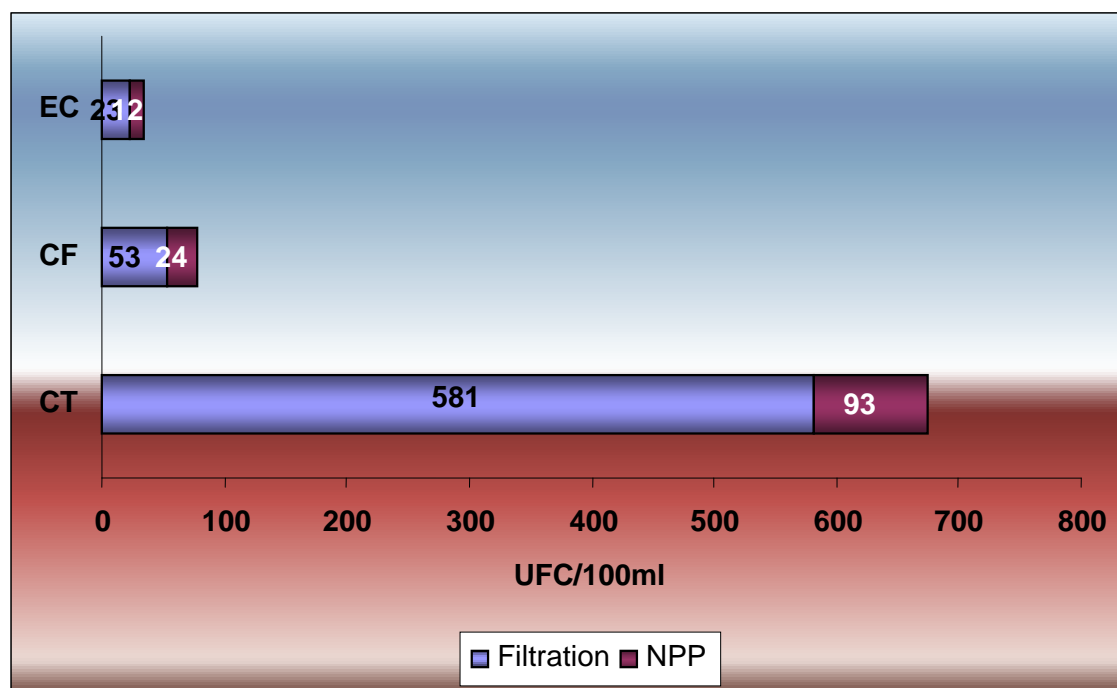
Dans notre étude, nous pouvons considérer qu'il existe deux stocks de bactéries fécales : un pool de bactéries qui sédimente, il est attaché aux matières en suspensions et un pool de bactéries trouvé à la surface des eaux de barrage, qui ne sédimente pas. Ces bactéries libres ne sont pas attachées aux MES, ce qui est déjà démontrée par Servais et al. (2003). Une fraction non négligeable des coliformes est liée aux matières en suspension et elle augmente avec la concentration de cette dernière dans l'eau (Garcia Armisen et Servais, 2004).

VI. Etude comparative de deux méthodes de dénombrement des bactéries (NPP et Filtration membraneuse) par le test Student

Les résultats obtenus des coliformes par les deux méthodes (fig.53), montrent une grande différence. Nous avons dénombré 93 UFC/100ml de coliformes totaux par la méthode du NPP contre 581 UFC/100ml par filtration membraneuse. Concernant les coliformes fécaux, les résultats obtenus sont de 24 UFC/100ml par la méthode du NPP alors qu'ils sont de 53 UFC/ml par filtration membraneuse. La densité d'*E. coli* est de 12 UFC/100ml par la méthode NPP alors qu'elle est de 23 UFC/100ml par filtration sur membrane. Une densité bactérienne très élevée est notée par la méthode de filtration sur membrane ; elle correspond presque au triple.

Cette étude révèle divers inconvénients, dont le principal est le temps de réponse qui est long (jusqu'à 96 h pour la détermination du NPP) (George et Servais, 2002). Ces dernières ne permettent pas de détecter immédiatement les pollutions fécales en milieu naturel. Il reste que la filtration membraneuse est plus pratique et moins longue que celle du NPP. Cette dernière est très coûteuse et emploie beaucoup de verrerie. De plus, ces méthodes sont probablement mal adaptées au dénombrement des coliformes dans les eaux naturelles car elles ne permettent pas d'y détecter les bactéries 'actives mais non cultivables', c'est-à-dire des bactéries en état de stress incapable de se multiplier sur un milieu nutritif mais morphologiquement intactes et conservant certaines activités métaboliques (George et

Servais, 2002). Les diverses limitations des méthodes classiques de dénombrement des coliformes expliquent l'existence à l'heure actuelle d'un vif intérêt pour le développement de



nouvelles méthodes de détection des coliformes, comme les méthodes enzymatiques et de fluorescence.

Figure 53 : Densité des coliformes par deux méthodes (Filtration membranaire et NPP) utilisées et obtenus sur nos stations durant trois d'études (juin 2006, avril 2007 et mai 2007)

Nous avons utilisé le test Student pour comparer ces deux méthodes d'analyse bactériologique (NPP et filtration sur membrane). Ce test est utilisé pour les trois paramètres (Coliformes totaux, coliformes fécaux et *E. coli*) pendant une durée de trois mois d'étude. Nous avons établi la pente de la probabilité ($p=8,34368 \times 10^{-6}$). Ce résultat signifie qu'il existe une différence très significative entre les deux méthodes d'analyse avec $p < 0,05$.

Dans le but de déterminer la méthode la plus fiable, nous avons recherché la fréquence de chaque paramètre bactériologique dans les deux méthodes d'analyses sur la base de la régression linéaire (fig.54,a,b,c). Nous observons que les nuages des points sont situés le plus souvent au dessous de la droite (1 :1), c'est à dire que les coliformes totaux sont beaucoup plus dénombrés par la méthode de filtration que celle du NPP. Cette observation est valable pour les coliformes fécaux (fig.54b) et *Escherichia coli* (fig.54c). Ce qui signifie que certains coliformes sont à l'état actifs mais non cultivables par la méthode du NPP (Colwell et al., 1985). Cette étude comparative montre que la filtration sur membrane est la méthode la plus fiable pour la recherche et le dénombrement des coliformes.

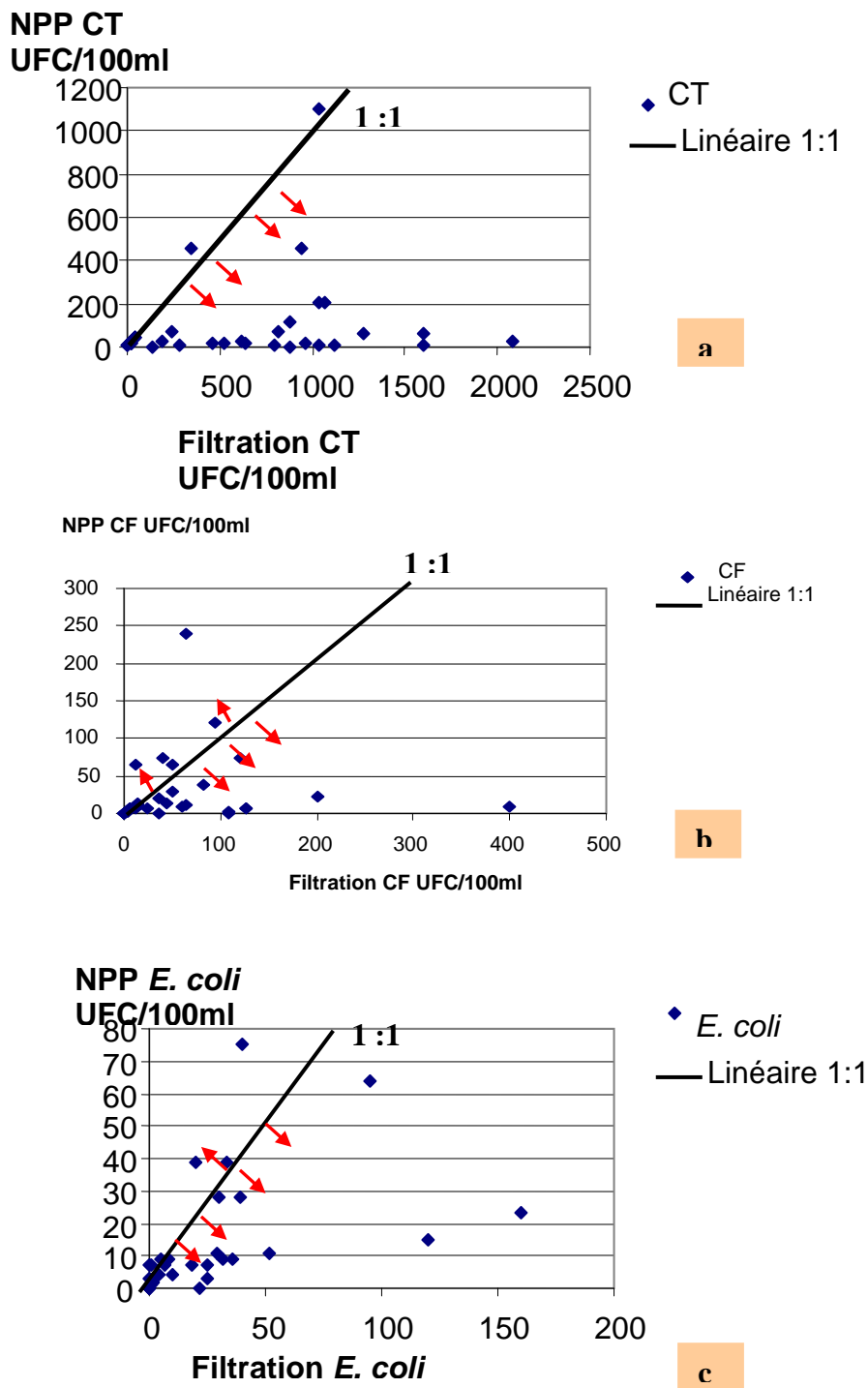


Figure 54: Etude comparative entre deux méthodes NPP et filtration sur membrane par le test Student ($p < 0,05$) et la droite de régression
 a) coliformes totaux, b) Coliformes fécaux. c) *Escherichia coli*

VII. Approche statistique multidimensionnelle

VII.1 Analyse des composantes principales

Pour visualiser plus aisément l'influence des paramètres environnementaux sur la croissance et la dynamique bactérienne des eaux de surface, des analyses en composantes principales ont été effectuées en considérant les données des paramètres microbiologiques et physico-chimiques séparément puis un couplage des deux paramètres biotiques et abiotiques obtenus durant la période d'étude.

La matrice de corrélation (fig.55) fait apparaître la distribution des paramètres physico-chimiques sur les deux facteurs (F1 et F2)

L'axe F1 (pourcentage d'inertie 27,4%) décrit essentiellement les paramètres suivants : la température, conductivité, potentiel redox, et les sels nutritifs (carbonate, calcium et magnésium). L'axe F2 (pourcentage d'inertie 12,10%) décrit les paramètres organiques tels que : l'oxygène et chlorophylle « a ». D'après cette analyse, nous remarquons une corrélation positive entre la température et les carbonates. Une augmentation de la température, fait augmenter la photosynthèse, par la suite une disponibilité de l'oxygène dans l'eau. Les carbonates sont apparus par la libération du CO₂. Par contre, cette corrélation est négative entre ces deux paramètres et le calcium et magnésium. Le potentiel redox est corrélé positivement au calcium et magnésium. En fait, le potentiel redox donne une idée générale de la quantité d'ions contenant dans l'échantillon (Winiarski, 2004). Une corrélation positive est observée entre le taux d'oxygène et la chlorophylle « a », le pH, les nitrates et avec la conductivité et la salinité.

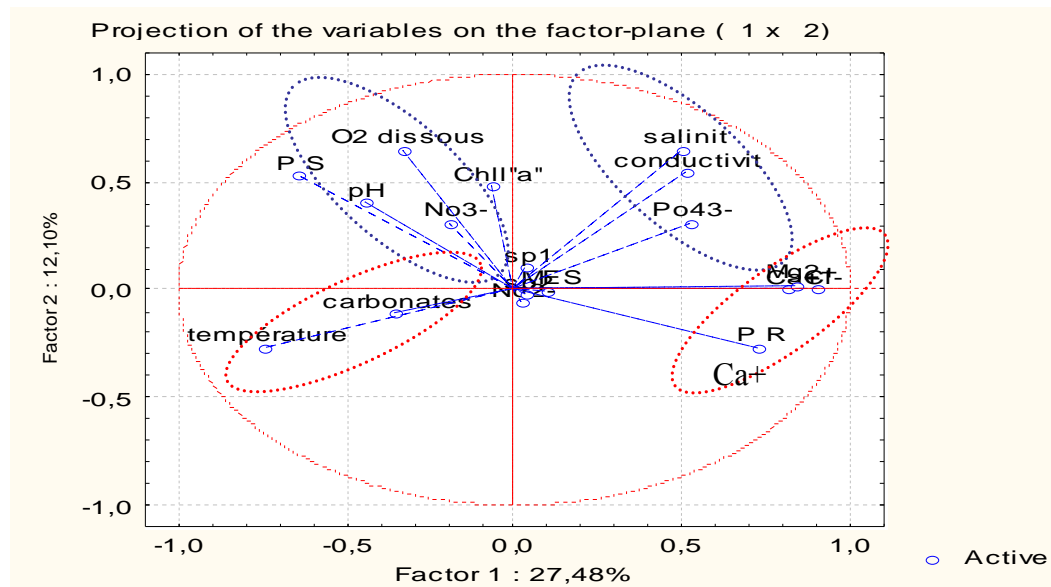


Figure 55: Ordination des variables physico-chimiques à partir des valeurs obtenues sur les six stations étudiées sur une année d'étude le long deux axes principaux après l'analyse en composante principale

La matrice de corrélation (Fig.56) fait apparaître la distribution bactérienne dans l'espace. Elle est formée de deux groupes : le premier groupe englobe les coliformes alors que le deuxième rassemble les champignons (levures et moisissures). Sur l'axe F1 (pourcentage

d'inertie 34,21%) du cercle des corrélations de l'ACP, les germes totaux sont corrélés positivement avec les coliformes totaux, les coliformes fécaux et les Entérocoques. Ces résultats montrent également que Clostridium et *E. coli*, ont une très forte corrélation. Concernant les champignons ont en général des difficultés pour s'adapter dans un milieu aquatique. Cette distribution correspond à la disponibilité du milieu en éléments nutritifs, à l'origine et à la nature des apports. Ceci peut traduire l'existence des interactions biologiques dans le statut trophique et le phénomène de compétition interspécifique pour les nutriments (George et Servais, 2002).

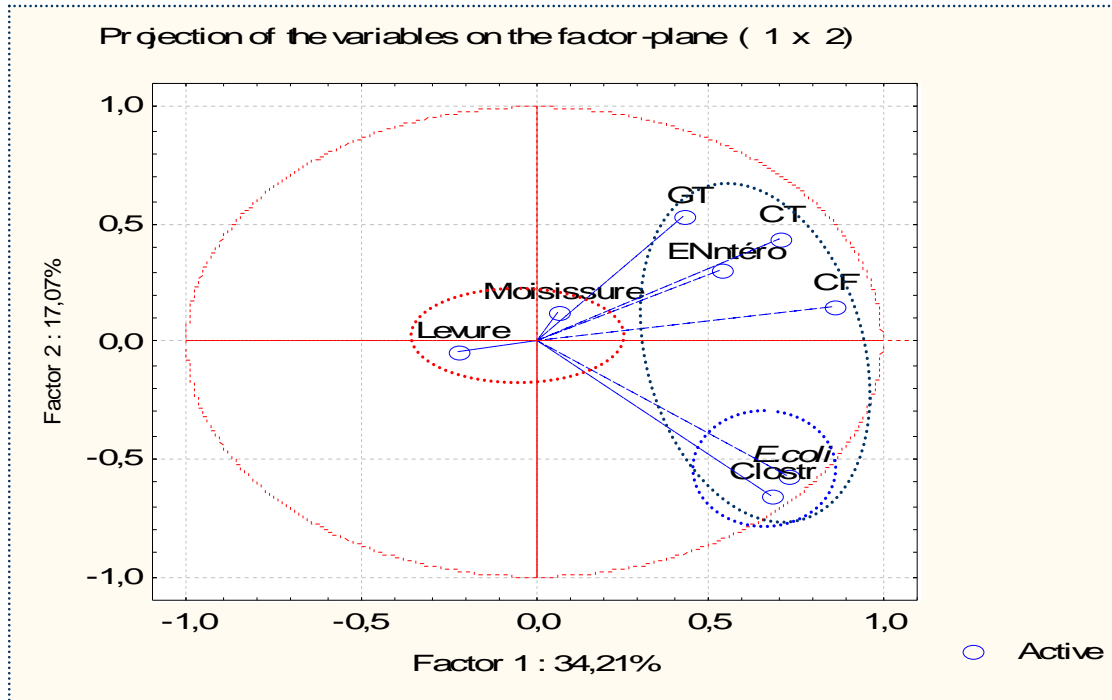


Figure 56: Ordination des variables microbiologiques (Germes totaux, coliformes totaux, coliformes fécaux, *E. coli*, Entérocoques, Clostridium, levure et moisissures) à partir des valeurs obtenues sur les six stations étudiées sur une année d'étude le long deux axes principaux après l'analyse en composante principale.

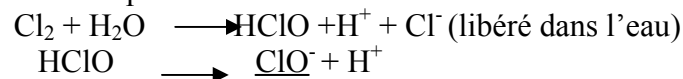
Le couplage des paramètres microbiologiques et physico-chimiques a montré les différentes relations existantes.

Au niveau de l'ACP (fig.57a) :

L'axe F1 (pourcentage d'inertie 31,72%) décrit les paramètres suivants : le potentiel redox, la transparence, le pH et le chlore.

L'axe F2 (pourcentage d'inertie 24,85%) décrit la biomasse bactérienne (GT, CT, CF, les Entérocoques et *E. coli*) et l'oxygène dissous.

Nous observons sur l'axe1, la transparence est corrélée négativement avec le pH, la température ainsi que le chlore. Ce dernier peut représenter un inhibiteur pour la prolifération bactérienne. Quant le pH augmente, le chlore est sous forme d'hypochlorite (ClO^-). Cette dernière à un pouvoir bactéricide plus élevée suivant ces réactions :



Les molécules HClO agissent sur la membrane bactérienne, par l'oxydation des enzymes de respiration. Elles entraînent l'inactivation de la succinate déshydrogénase et par conséquence l'inactivation des bactéries (Leclerc et Mossel, 1989).

Sur l'axe1, une corrélation positive entre la transparence et le potentiel redox. Rimal, (1982) in Leclerc et Haslay, (1993) a montré que les charges électriques négatives qui entourent les bactéries constituent une barrière. Cette dernière empêche la pénétration des anions oxydants et n'entraîne aucun effet sur les enzymes bactériennes.

Sur l'axe 2, nous remarquons que *E. coli* et les Entérocoques sont corrélées négativement avec le taux d'oxygène dissous dans l'eau.

Sur l'axe F1 (pourcentage d'inertie 41,77%) de l'ACP (fig.57b) sont décrits les éléments nutritifs et les germes totaux. Sur l'axe F2 (pourcentage d'inertie 16,96%) sont décrits la chlorophylle « a », la température et les Entérocoques.

Sur l'axe F2, montre que la population bactérienne (CT) est corrélée négativement avec la température. Les études réalisées par Bréand (1998), ont montré que les bactéries survivent à une haute température, mais elles sont endommagées. Elles n'ont pas la même potentialité de croissance que les bactéries qui n'ont pas subi la température élevée. C'est une relation décroissante entre la température et la croissance bactérienne.

De même, il est reconnu que la température est un facteur contrôlant la reproduction et la croissance des populations microbiennes (Hoch et Kirchman, 1993). Elle agit directement sur la vitesse des réactions impliquées dans de multiples processus biochimiques (Kaplan et Bott, 1989) dont les activités enzymatiques extracellulaires (Wiebe et al., 1992) et de la respiration (Peters et al., 1987). Toutefois, au dessus d'un seuil thermique compris entre 12°C et 20°C, les ressources nutritives constitueraient le principal facteur limitant pour la croissance bactérienne (Madigou, 2005). Felip et al., (1996) ont montré, à partir d'expérimentation menées in vitro, que la température possédait peu d'influence sur la production bactérienne si le milieu était riche en éléments nutritifs (C, N, P) (Madigou, 2005).

Dans notre étude le pH ne présente aucune corrélation avec la croissance bactérienne. Les études de Bréand, (1998), ont montré que la mortalité bactérienne est induite par une baisse de pH, l'acidification du milieu présente un facteur de stress pour la population bactérienne.

Le pH exerce une influence sur la vitesse des réactions enzymatiques des bactéries (Bréand, 1998). Il intervient sur l'état d'ionisation de nombreux sites internes à la molécule. L'activité β . D glucosidase augmente quand le pH passe de 3 à 6. Tandis qu'elle diminue pour un pH entre 7 et 10. Par contre la phosphatase alcaline augmente graduellement d'un pH 3 à 10 (Espeland et Watzel, 2000). Une élimination presque de 5% d'*E. coli* à un pH égale 9 (Fernandez et al., 1992).

Sur l'axe F2, Une corrélation positive est observée entre les coliformes totaux avec l'oxygène dissous et la transparence. Les Entérocoques sont corrélés positivement avec la température et la biomasse algale, mais négativement avec l'oxygène dissous et la transparence. Ces observations peuvent résulter d'interactions d'ordre trophique entre les composantes algales et la biomasse bactériennes (Madigou, 2005).

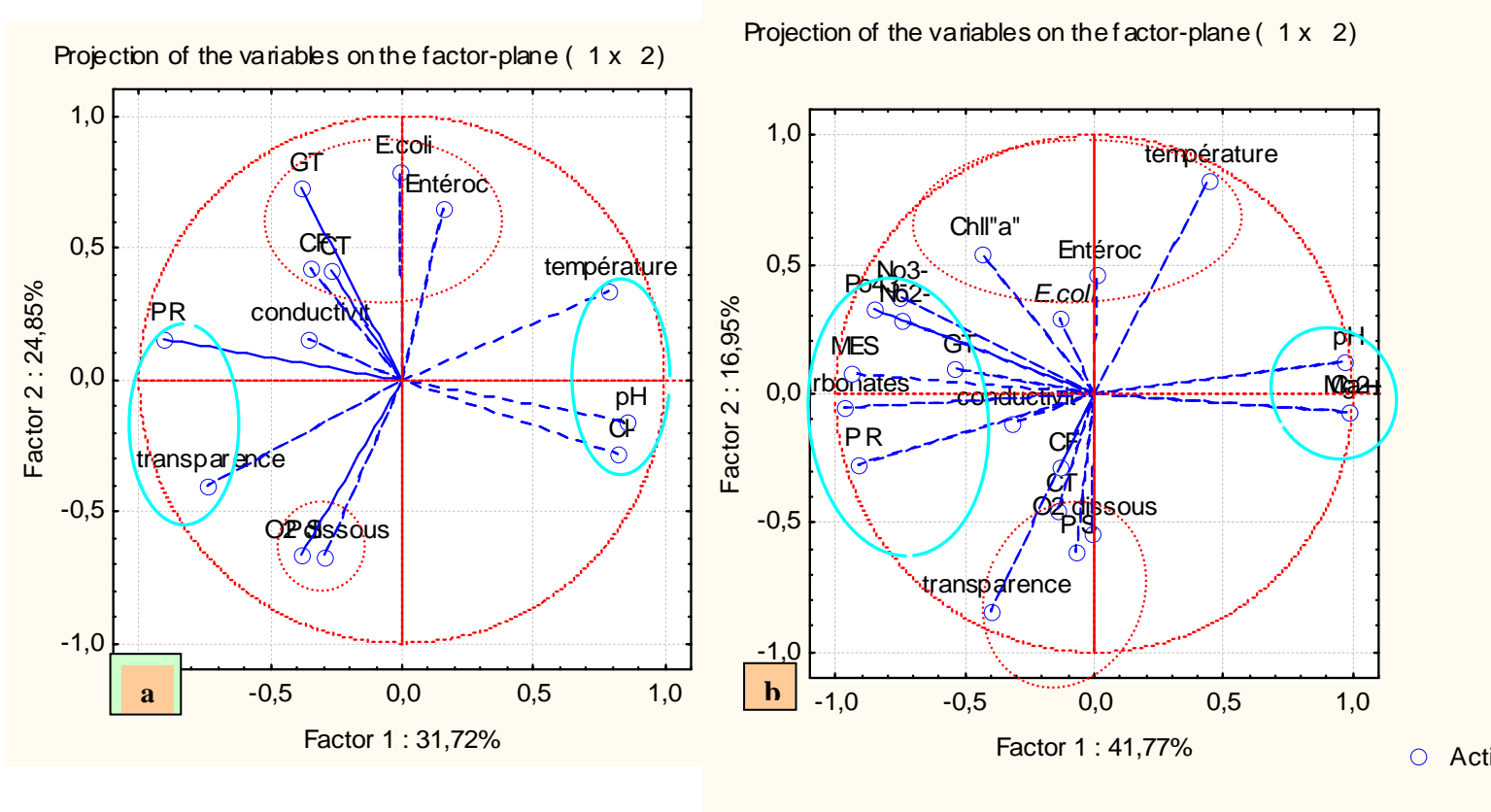


Figure 57 : Ordination des variables physico-chimiques et microbiologiques à partir des valeurs obtenues sur les six stations étudiées sur une année d'étude le long des deux axes principaux après l'analyse en composante principale
 a) la flore bactérienne avec la conductivité, le pH, le chlore et la conductivité,
 b) la flore bactérienne avec les sels minéraux.

Sur la l'axe F1 (pourcentage d'inertie 38,56%), de l'ACP (fig.58c), les MES sont corrélées positivement avec la biomasse bactérienne (CF, *Escherichia coli*). Nos résultats rejoignent ceux de Sobzach et Burton, (1996) et ceux de Romani et Sabater, (2000).

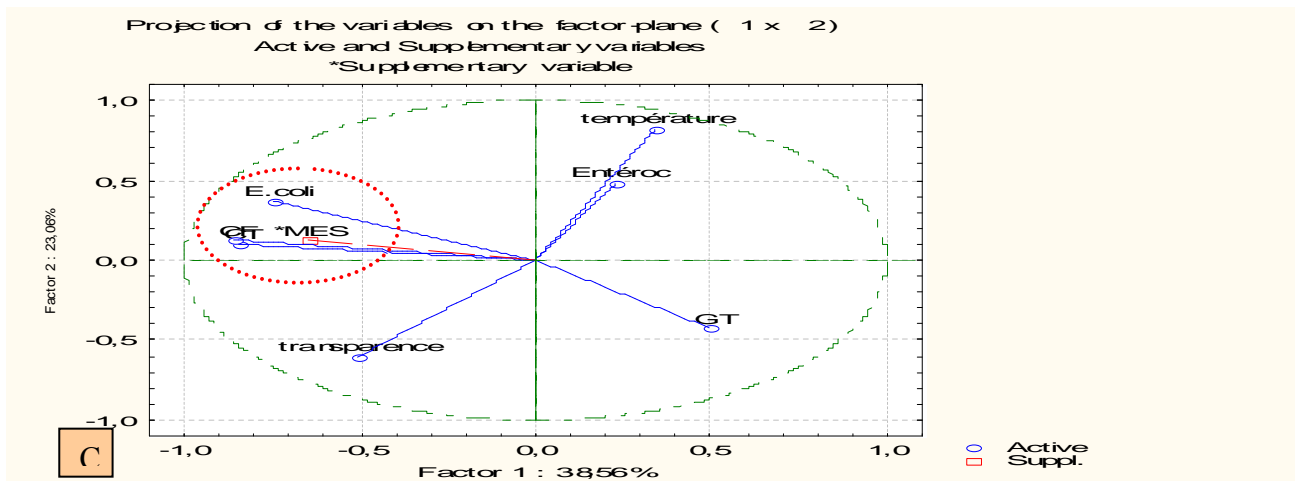
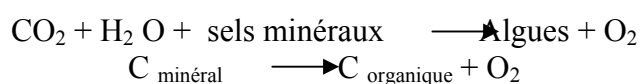


Figure 58 : Ordination des variables physico-chimiques et microbiologiques à partir des valeurs obtenues sur les six stations étudiées sur une année d'étude le long deux axes principaux après l'analyse en composante principale
 c) les coliformes avec les matières en suspensions

Le fonctionnement de l'écosystème et la dynamique bactérienne dépendent très largement de la production de la matière organique à partir des éléments inorganiques. Barillier et Garnier, (1993) ont montré que lors des conditions de culture, la concentration en substrat nutritifs était plus importante (pour contrôler le taux de croissance bactérienne) que la température ; ceci a été déjà démontré par (Khaleel et al., 1980).

La relation des bactéries avec les matières organiques et minérales peut être expliquée comme suit : après l'apport de la matière organique biodégradable qui provoque une modification du milieu naturel, ils sont rapidement décomposés par les bactéries suite à l'activité respiratoire des microorganismes ; la concentration en oxygène décroît fortement alors que celle en CO₂ augmente (Larbi, 2006). L'intensité de l'activité microbienne diminue ensuite avec l'avancement de la dégradation des substances organiques, entraînant un décroissement de la quantité de CO₂ dégagée (Larbi, 2006). Une évolution des sels minéraux notamment des composés azotés est notée suite à la réoxygénation du milieu par échange atmosphérique et la photosynthèse. Cette dernière transforme le CO₂ dissous dans l'eau via la lumière en biomasse et O₂ (Lancelot et Servais, 2006), suivant cette réaction.



Sur l'axe F1 (pourcentage d'inertie 26,43%) de l'ACP (fig.59), nous observons une corrélation positive entre la chlorophylle et les moisissures. La prolifération de ces dernières est réalisée en présence de la matière organique en décomposition. Les moisissures tirent leur énergie par l'oxydation de la chlorophylle (matière organique) en présence de l'oxygène. Ce qui traduit en un autre temps une corrélation positive avec l'oxygène dissous dans l'eau. La population des moisissures active sa multiplication dans un milieu humide, c'est à dire en présence des particules d'eau qui garantissent l'apport d'oxygène, contrairement à la levure qui n'est pas trop exigeante en oxygène.

Sur l'axe F2, nous avons remarqué une corrélation positive entre les levures et quelques éléments nutritifs tels que les phosphates (Les teneurs élevées en phosphates favorisent la multiplication des levures dans le milieu aquatique car il participe dans la composition chimique de la couche externe de la cellule des levures (Didier, 2006 ; Leclerc, 1975).

Le phénomène de compétition joue aussi un rôle dans la multiplication et la distribution des champignons. L'ajout de matière organique au sol augmente et stimule la biomasse et l'activité microbienne, de sorte que les populations de bactéries et de champignons entrent en compétition (espace, éléments nutritifs) avec les espèces pathogènes (Larbi, 2006).

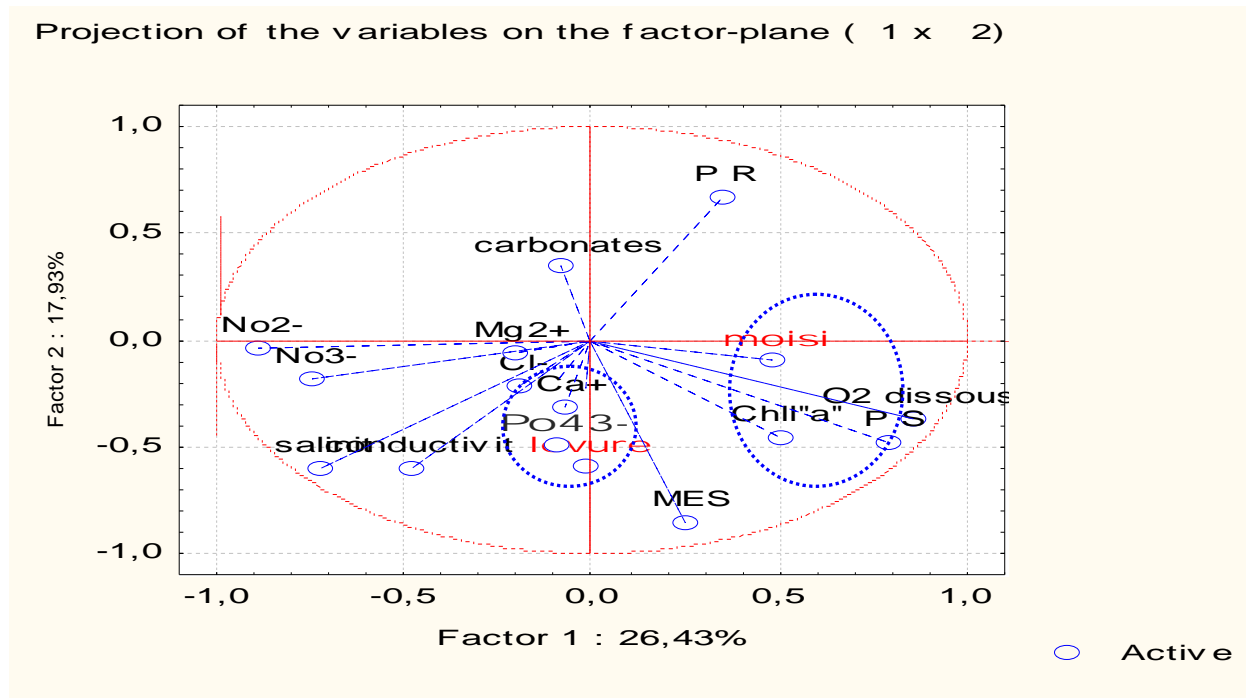


Figure 59: Ordination des variables physico-chimiques et des champignons (levure et moisissure), à partir des valeurs obtenues sur les six stations étudiées sur une année d'étude le long des deux axes principaux après l'analyse en composante principale

Sur l'axe F1 (pourcentage d'inertie 36,99%) de l'ACP (fig.60), les cyanobactéries sont corrélées positivement au phosphore. Ce dernier est un élément nutritif limitant la croissance des algues et des plantes aquatiques. Les cyanobactéries ont une grande capacité d'emmagasiner d'importantes quantités de phosphore pour l'utilisation future, et une capacité pour cette espèce de fixer directement l'azote atmosphérique (Mur et al., 1999 in Michaud, 2004). Parmi les autres facteurs le phosphore et l'azote contribuent à leur succès écologique.

Les facteurs environnementaux qui contribuent à la production et distribution des cyanobactéries demeure encore mal connus (Michaud, 2004). Leur prolifération découlent d'interaction complexe entre plusieurs facteurs, incluant la température de l'eau, l'ensoleillement, le pH, la disponibilité des nutriments et les courants d'eau (Duy et al., 2000). Cependant l'apport du phosphore lessivé lors des précipitations, demeure un facteur prépondérant dans la succession algale, ce qui favorise éventuellement la colonisation par les cyanobactéries (Michaud, 2004).

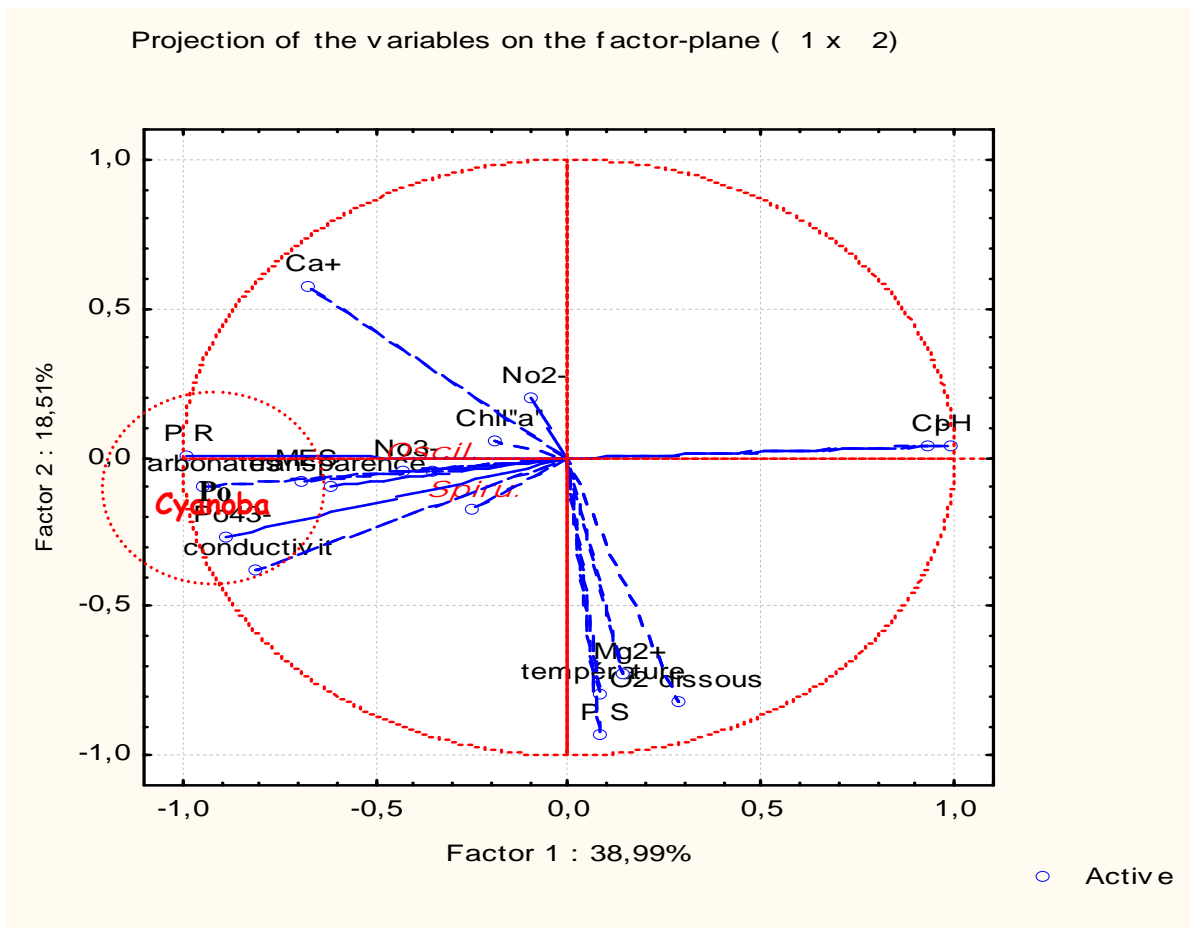


Figure 60: Ordination des variables physico-chimiques et des cyanobactéries (*Oscillatoria* et *Spirulina*) avec les sels nutritifs (le phosphore et carbonates) à partir des valeurs obtenues sur les six stations étudiées sur une année d'étude le long deux axes principaux après l'analyse en composante principale.

VII.2.Relation entre la flore bactérienne et quelques facteurs environnementaux.

- **Précipitation**

Les précipitations représentent l'un des facteurs intervenant dans l'abondance de la flore bactérienne. Cette relation a été calculée sur base de la régression linéaire forcée par l'abondance des coliformes fécaux, *E. coli*, les Entérocoques et les Clostridium avec les précipitations mensuelles mesurées durant l'année d'étude (fig.61). Nous remarquons qu'il n'existe pas une relation entre les coliformes fécaux et les pluies (fig.61a), même observation est notée pour *E. coli* (fig.61b). Par contre une forte corrélation est établie avec les Entérocoques ($r^2 = 0,50$) (fig.61c) mais négativement avec les Clostridium ($r^2 = 0,05$) (fig.61d).

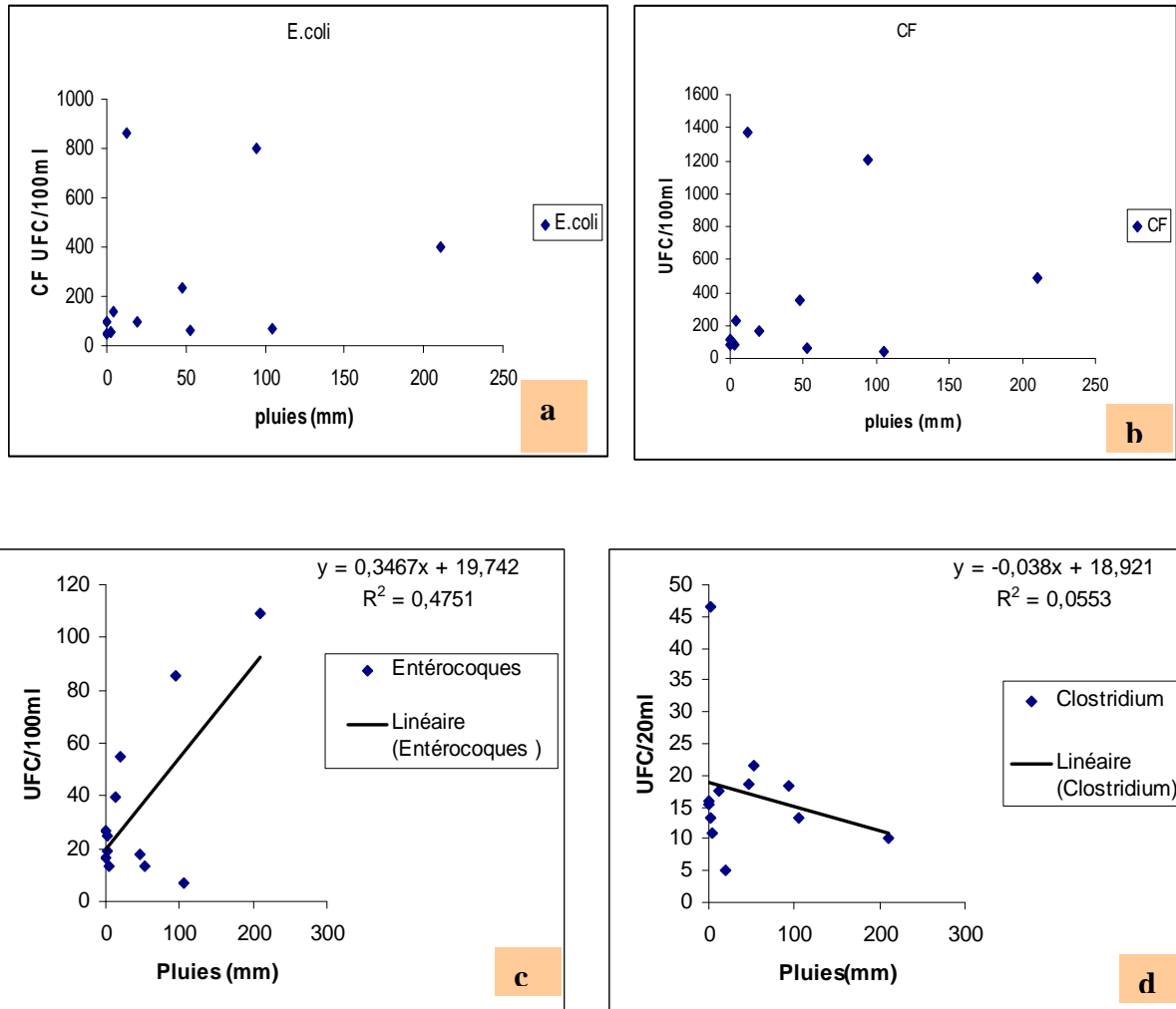
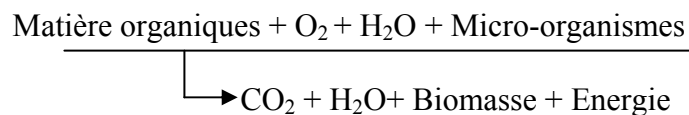


Figure 61 : Relation entre les paramètres bactériologiques ; Coliformes fécaux (a), *E. coli* (b) les Entérocoques (c) et les Clostridium (d) et un paramètre physique,(la précipitation) sur les six station étudiées pendant 12 mois. Chaque point représente une moyenne géométrique des valeurs mesurées lors de chaque campagne.

• **Conductivité, potentiel redox et DBO₅**

Nous remarquons qu'il existe une relation négative assez importante entre la conductivité et *E. coli* ($r^2=0,68$) (fig.62a), et moins importante avec les Clostridium ($r^2= 0,44$) (fig.62 b). Une augmentation excessive de la conductivité entraîne une perturbation du milieu aquatique. Elle influe sur la pression osmotique (Gaujous, 1995). Le potentiel redox est négativement corrélé avec les Clostridium ($r^2= 0,38$) (fig.62c), mais faiblement corrélé avec les Entérocoques ($r^2=0,19$) (fig.62d). Une très forte corrélation est observée entre la DBO₅ et *E.coli* ($r^2= 0,82$) (fig.62e). Selon Who (1982) et Servais et al., (1999), l'abondance des coliformes fécaux pourrait être calculée à partir de la DBO₅. La dégradation biologique de la matière organique pendant l'évaluation de la DBO₅ peut être schématisée selon cette réaction.



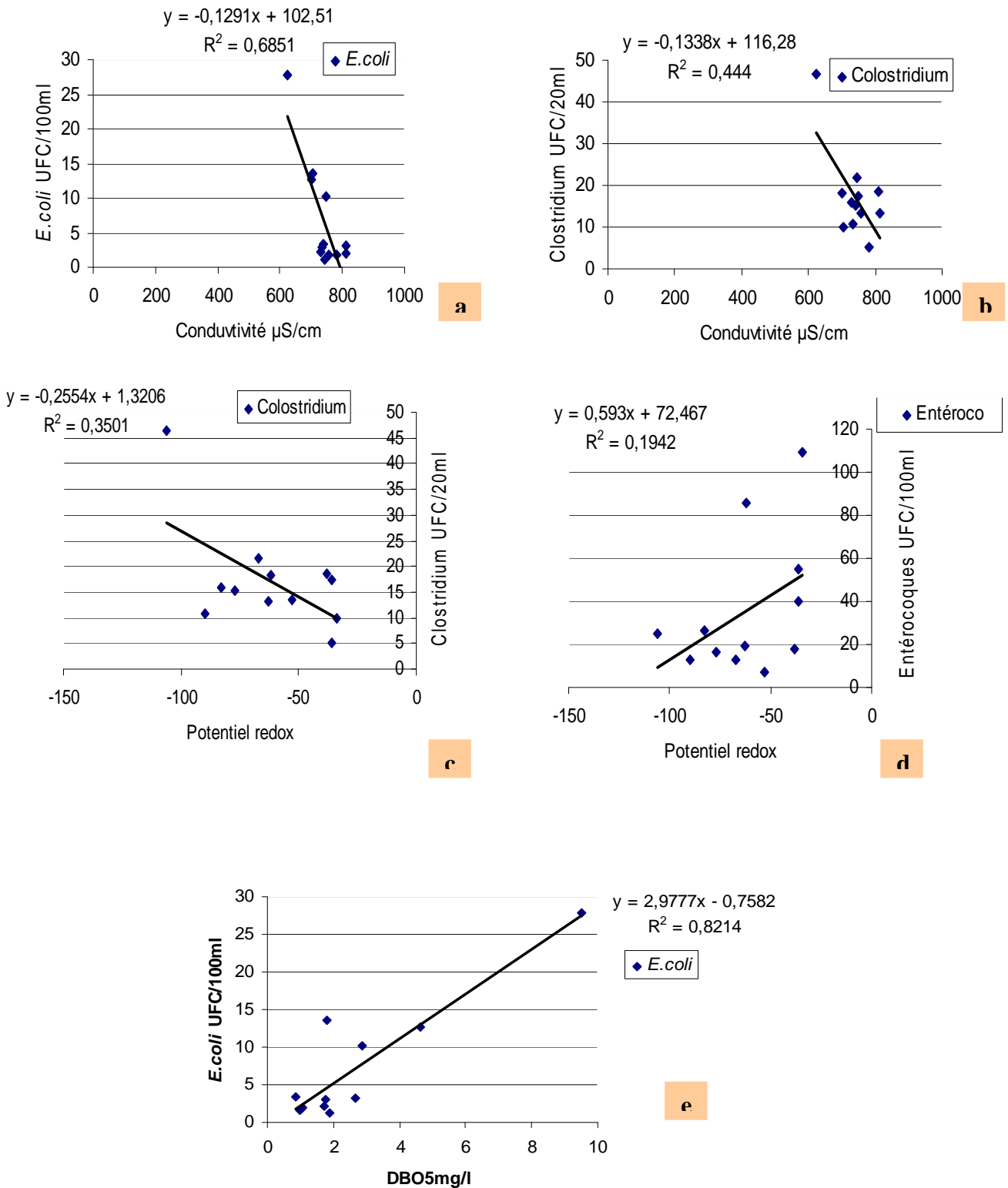


Figure 62 : Relation entre les paramètres bactériologiques ; *E. coli*, Clostridium et les Entérocoques avec des paramètres physico-chimiques (la conductivité (a,b)), le potentiel redox (c,d) et la DBO₅ (e)) sur les six station étudiées pendant 12 mois. Chaque point représente une moyenne géométrique des valeurs mesurées lors de chaque campagne.

VIII. Discussion

Notre étude nous a permis de déterminer que les sources de pollution bactérienne sont nombreuses et souvent ponctuelles. Bien que ces germes soient issus de plusieurs apports et de différentes natures. L'eau reste un vecteur commun et principal de ces apports. En effet, l'eau véhicule de nombreuses substances et de matières qui se déversent directement dans le milieu aquatique. D'après les résultats microbiologiques et physico-chimiques, nous pouvons constater que la dynamique de la flore bactérienne est influencée par de nombreux facteurs environnementaux tels que :

L'apport des bactéries dans le bassin du barrage de Boukourdane provient des rejets d'eaux usées domestiques et les fortes pluies qui constituent, à priori les principales causes de contamination fécale des eaux de surface. Les eaux usées transportent de nombreux germes fécaux qui sont pathogènes (George et Servais, 2002). Il a été largement démontré que les fortes pluies et les orages provoquaient des pics de contamination fécale en eaux de surface, systématiquement associés à des pics de contamination en matière en suspension (Madigou, 2005).

L'action de la lumière est aussi un facteur important dans la distribution et la dynamique bactérienne dans les eaux de surface. Les conditions présentes dans le milieu favorisant soit la multiplication soit la mortalité d'un certain effectif bactérien. Cette mortalité est due aux stress environnementaux (condition défavorables). La température peut augmenter ou inhiber l'activité microbienne. L'absence de micro-organismes à la surface des eaux est due précisément à l'irradiation solaire. Cette dernière n'est capable d'éliminer les germes de surface que sur une distance de quelques centimètres dans un milieu aquatique. Les coliformes sont devenus non cultivables sous l'action de la lumière solaire (Barcina et al, 1989 ; Pommepuy et al. 1996, George et al. 2000). Les UV réduisent de manière spectaculaire les abondances en coliformes fécaux sans modifier leur niveau d'activité enzymatique (George et Servais, 2002 ; Servais et Menon, 1991). La moindre particule en suspension protège les germes et les soustrait à l'action du rayonnement (Leclerc, 1975).

Nous avons remarqué que des activités du pâturage résulte une contamination élevée de la flore bactérienne d'origine fécale (George et al., 2001). Nos résultats ont montré aussi l'impact du type de couverture végétale et d'occupation du sol sur la qualité microbiologique des eaux de surface. Ces résultats rejoignent ceux de Thibert, (1994), Guivarch et Chevreuil, (1998). La zone, où il y a eu le passage de la pâture, contient beaucoup plus de coliformes fécaux que les stations des zones forestières ou des cultures. Les études de George et Servais (2002), ont déjà montré ces résultats et les travaux de Khaleel et al. (1980), confirment l'impact des élevages extensifs sur la pollution fécale des lacs.

Les bactéries présentes dans les excréments animaux survivent dans le lisier. Après épandage, l'action conjuguée du ruissellement et de l'érosion leur fait tout naturellement suivre le même chemin que l'azote excédentaire qui influe sur l'activité microbienne. Toute contamination est passée donc par le phénomène de transfert sol/eau des populations bactériennes fécales à l'échelle du bassin versant (fig.63) (Hébert, 2004).

La contamination des eaux de barrage débute à l'échelle stationnelle par une chaîne de phénomènes qui met en jeu une série de mécanismes élémentaires de différentes natures (fonctionnement du sol), à différentes pas de temps (Dorioz et al, 2006). L'apport des

coliformes fécaux et *E.coli* vers l'eau de barrage passe par plusieurs étapes ; ces bactéries sont sous forme de bouse d'origine animale (bovins, ovins, oiseaux, etc...) sur le sol et la végétation (Dorioz et al, 2006). Il s'agit d'apports très localisés et très concentrés (10^7 *E. coli*/g) associés à un milieu organique riche auquel les micro-organismes saprophytes introduits se sont adaptés. Cette co-introduction est un élément favorable à la survie car elle permet aux bactéries fécales de ne pas affronter directement la compétition avec les micro-organismes indigènes et d'éviter la mise en œuvre de mécanismes d'adaptation au milieu tellurique (Kivisaar, 2003).

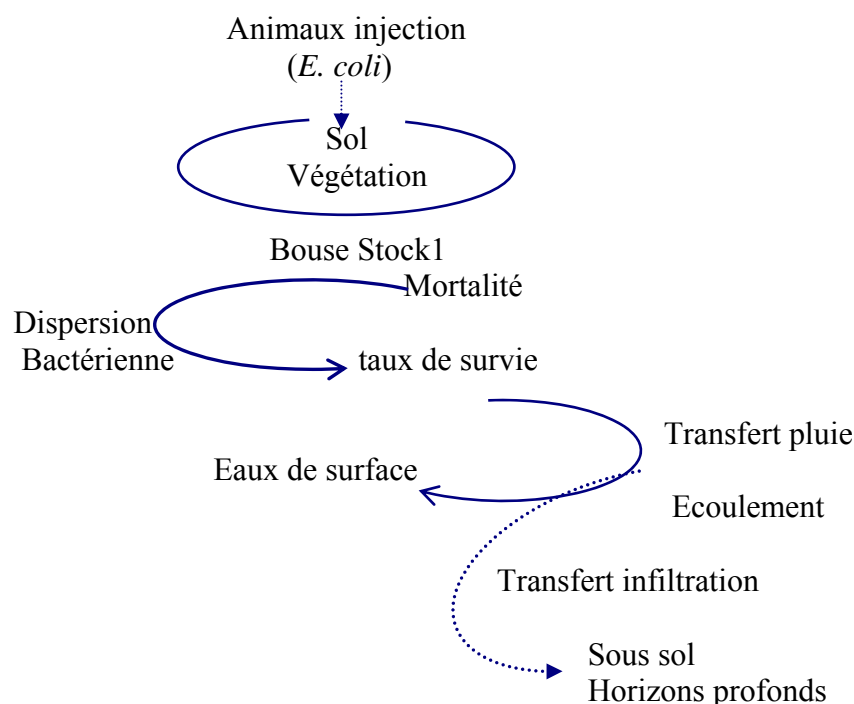


Figure 63 : Transfert bactérien sol/eau

Il faut aussi prendre en compte l'existence d'un « bruit de fond » dû à la faune sauvage (Dorioz et al, 2006). Sous l'effet de divers agents, pluie (écoulement), activités biologiques (insectes, coprophage, etc...), une disparition rapide des bactéries est observée. Cette disparition est due à des mortalités et à des transferts verticaux et horizontaux des sols. Ils sont transférés vers les eaux de surfaces, ce qui est le cas en période pluviale (décembre 2006, avril et mai 2007). Ces bactéries sont soumises à des stress auxquels ils peuvent s'adapter dans une certaine limite (Dorioz et al., 2006). La dynamique de leur populations dépend de facteurs biotiques (adaptation physiologiques, compétitions) et abiotiques (température, UV, etc...) qui contrôlent la survie et l'état des populations fécales et leur possibilité de survie à long terme. Les bactéries étant à la surface des eaux, le déficit en nutriments et leur exposition aux rayons UV, induisent l'entrée des bactéries en phase stationnaire (Jiang et Chai, 1996 ; Rees et al., 1995). A cette phase les microorganismes dénotent les propriétés physiologiques spécifiques (Jenkins et al., 1990 ; Hurst et al., 1974). Les microorganismes fécaux devraient présenter des capacités d'adaptation plus limitées (Dorioz et al., 2006) d'où un retard de croissance qui ne pourrait intervenir qu'après une durée suffisante dans des conditions favorables. Ils deviennent plus résistants aux variations du pH (O'Driscoll et al., 1996) ou de la température (Knochel et Gould, 1995).

Au cours des dernières décennies, le traitement des rejets urbains s'est amélioré notablement, tandis que la pollution bactérienne d'origine agricole n'a cessé de s'aggraver.

Elle atteint des pics après des périodes de pluviosité intense, après les orages d'été ou le lessivage hivernal ou d'épandage intense du début de l'automne à la fin de l'hiver (Hébert, 2004). Les travaux réalisés sur 2 ans et demi sur la baie de la Fresnaye, dans les côtes d'Armor (France) ont montré que l'activité agricole des bassins versants de l'intérieur suffit à assurer un bruit de fond bactériologique susceptible de contaminer les eaux piscicoles, et ceci même en dehors des périodes de crues. La politique agricole commune permet de comprendre que la dégradation de la qualité de l'eau est provoquée par les activités agricoles (grandes cultures et élevage).

L'activité métabolique des communautés autotrophes se caractérise par la synthèse de matière organique à partir de la réduction du CO_2 , voire de NO_3^- et de SO_4^{2-} , et de l'oxydation de l'eau (Production primaire :P)(fig.64). Les différentes réactions mises en œuvre nécessitent de l'énergie généralement d'origine solaire (photosynthèse) et dans quelque cas chimique (chimiosynthèse). Lorsque les eaux sont réoxygénées, l'ammoniaque se transforme en nitrate puis en nitrite avant 24heures (Gaujous, 1995), une concentration d'oxygène inférieure au seuil de 0,7mg/l est suffisante pour que l'activité de dénitrification intervienne. Les algues et les macrophytes sont les principaux organismes autotrophes des systèmes aquatiques. Les communautés hétérotrophes sont représentées par les organismes décomposeur, et en particulier des bactéries. Celle ci minéralise la matière organique par des réactions d'oxydation, lesquelles libèrent l'énergie nécessaire à leur métabolisme. La respiration (R) est un processus représentatif de l'activité bactérienne. Le rapport production primaire brute et respiration (P/R), nous informe sur l'importance relative des activités des organismes autotrophes et hétérotrophes au sein des biocénoses et plus généralement sur le métabolisme.

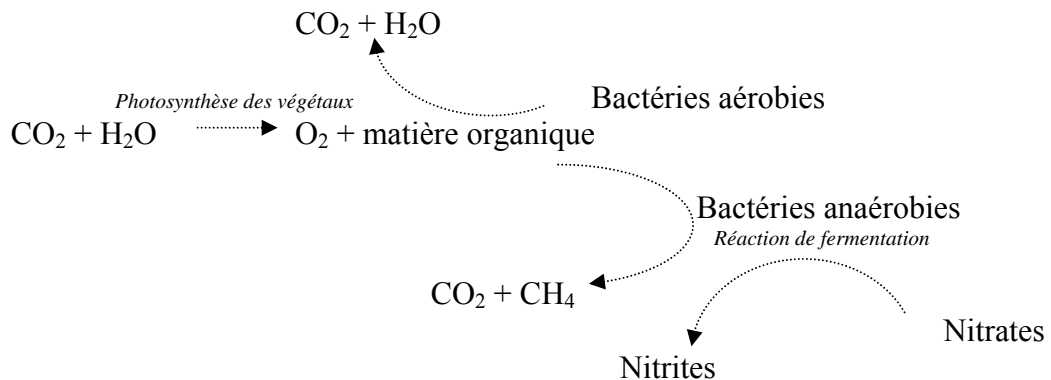


Figure 64 : Relation entre les autotrophes et hétérotrophes (Photosynthèse et respiration)

Dans les zones en amont du lac du barrage (l'entrée des différents oueds), la source principale de la matière organique est constituée essentiellement par des particules grossières (des feuilles mortes, débris, etc...) qui subissent une transformation en particules plus fines, principalement par l'action des microorganismes (champignons et bactéries). Les zones boisées telle que la station B, ont une couverture végétale importante qui retient la lumière indispensable aux phototrophe, ne permettant pas ainsi un e forte productivité primaire. Ces zones présentent alors un rapport P/R inférieur à 1, traduisant la prédominance des activités bactériennes (Madigou, 2005).

Les deux processus biologiques cités précédemment (photosynthèse et la respiration) ne sont pas indépendants. La biomasse produite par la photosynthèse alimente le stock de substrat organique sur lequel se développe l'activité hétérotrophe qui remet à la disposition

des autotrophes les nutriments minéraux nécessaires à l'activité photosynthétique (Boon, 1990). Nous sommes donc en présence d'un système à deux moteurs, l'activité autotrophe et hétérotrophes, qui sont alimentés par deux carburants différents. D'une part des nutriments minéraux et d'autre part les substrats organiques. Ces interactions sont particulièrement visibles au sein de la boucle microbienne (Azam et al., 1983) (fig.65). Ce réseau trophique est défini comme l'ensemble des flux de la matière et d'énergie et des processus associés (dégradation et utilisation hétérotrophique de la matière organique) qui décrivent la dynamique de la matière organique au niveau microbien (Deming et baross, 1993). Il regroupe les bactéries, les algues (phytoplancton) et les champignons (Azam et al., 1983) par lesquels est transmis une partie importante de la matière et de l'énergie, en fonction des écosystèmes (Ambland et al., 1998). La relation trophique avec le compartiment bactérien peut être expliquée en fonction des périodes clés. La période printanière est caractérisée par une forte croissance des bactéries, des algues et des protistes flagellés et ciliés. A ce moment les protozoaires prononcent leur rôle sur le contrôle trophique des bactéries. Au début de l'été, le zooplancton est abondant. C'est le cas des cladocères (*Moina* et *Daphnia*) qui entraînent une modification de l'activité métabolique bactérienne (Madigou, 2005 ; George et Servais, 2002). La présence des algues et des organismes de la boucle microbienne est réduite suggérant une prédation par les métazoaires (Working Package, 2004 ; George et Servais, 2002).

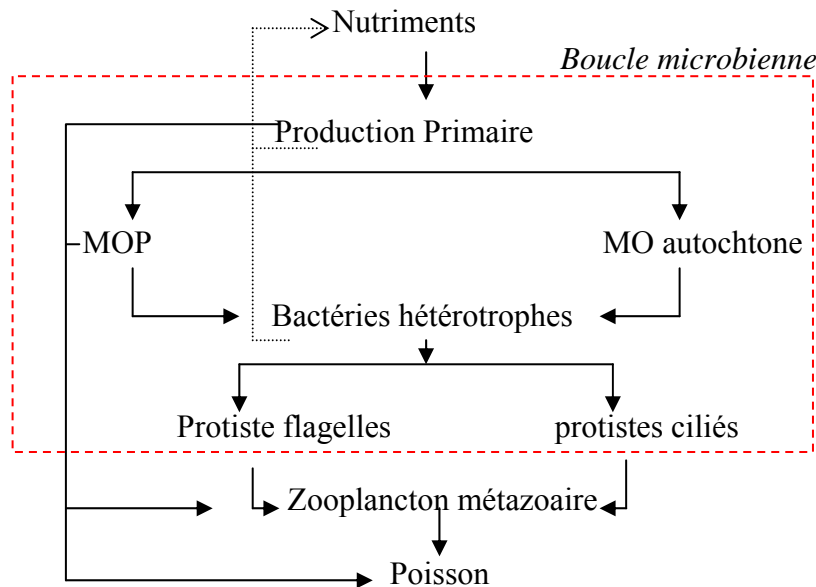


Figure 65 : Principaux flux de la matière dans les écosystèmes aquatiques (Munster et Chrost, 1990)

La boucle microbienne est basée sur le cycle de carbone qui s'effectue entre 02 pôles qui sont le dioxyde de carbone et les matières organiques dont le carbone est un composé majeur (Ramade, 2003). Il est issu essentiellement des échanges avec l'atmosphère et de la dissolution des roches carbonatées (Madigou, 2005). Le CO₂ dissous dans l'eau est réduit par les microorganismes photosynthétiques, ou chimiosynthétiques pour former une multitude de composés organiques. La fixation du carbone, peut s'effectuer en milieu aérobie ou anaérobie (fig.66). La réaction de photosynthèse en milieu aérobie utilise l'eau comme donneur d'électrons et aboutit à la formation d'oxygène. Cette réaction est réalisée par les algues et les cyanobactéries. En milieu anaérobie, cette réaction fait intervenir d'autre donneur d'électrons telque le soufre dans le cas des bactéries pourpres soufreuses (Madigou, 2005).

Dans ce milieu, des processus de fermentation peuvent se produire. Ils se caractérisent par l'utilisation de substrat organique comme accepteurs d'électrons chez les anaérobies ou anaérobies facultatifs. Le CO₂ et les autres formes organiques libérées sont susceptibles d'être utilisés par les bactéries anaérobies strictes (Clostridium) pour aboutir à la formation du méthane (CH₄) (Madigou, 2005).

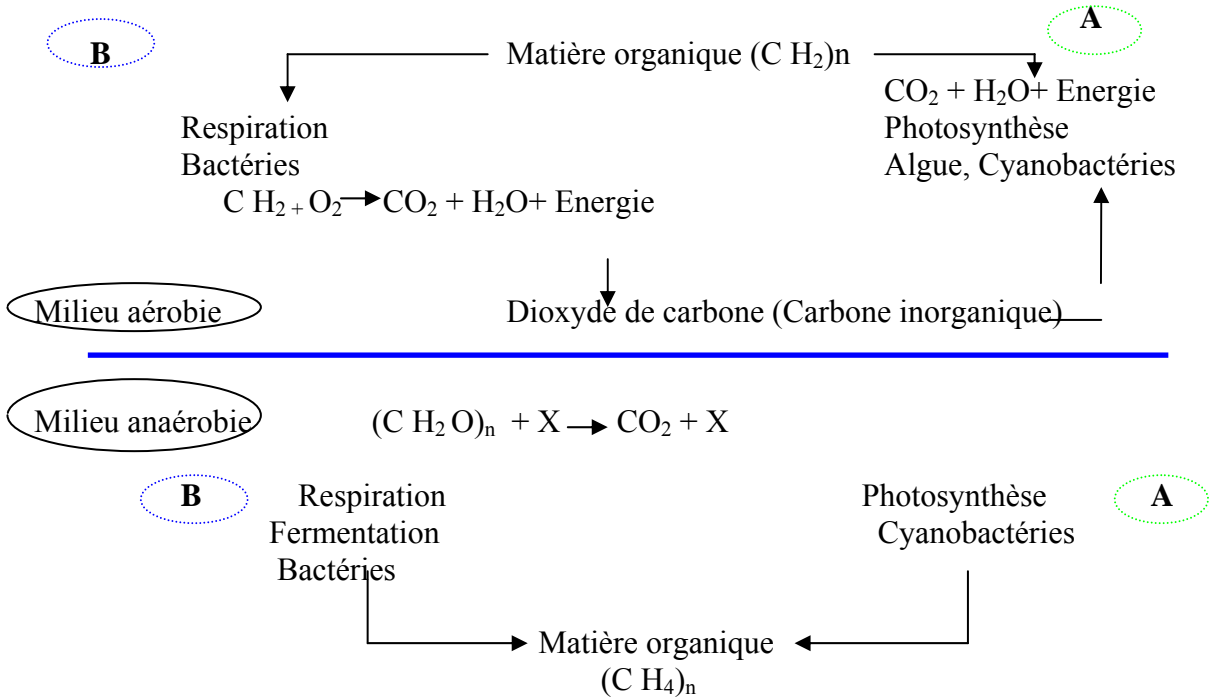


Figure 66: Cycle de carbone avec la boucle microbienne (Summons, 1993)

L'apport en sels minéraux, nitriques et ammoniacaux véhiculés par les eaux de ruissellement sur le bassin versant des lacs où sont implantées des activités agricoles, sont assimilés par les bactéries suivant la figure 67. La décomposition de l'azote organique est réalisée aussi bien en présence qu'en absence d'oxygène par des bactéries hétérotrophes et d'autres microorganismes (champignons, levures,...)

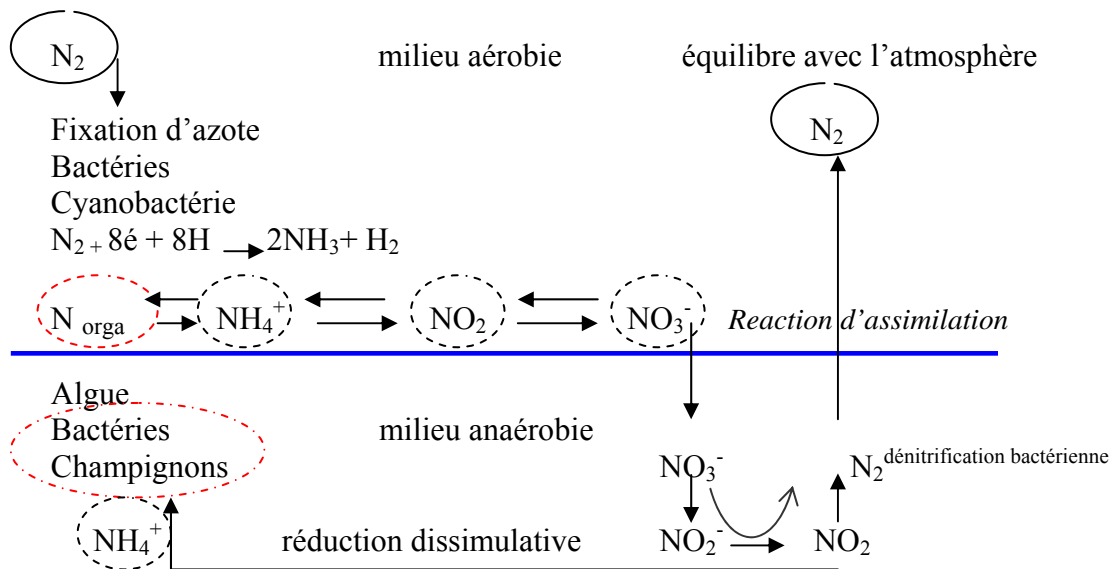


Figure 67 : Cycle d'azote en relation avec la population bactérienne (Madigou, 2005).

Notre étude montre deux phases essentielles dans la dynamique de la flore bactérienne des eaux du barrage : une phase de croissance et une phase de mortalité. Après les apports des bactéries par les différents facteurs discutés précédemment, nous avons enregistré soit des pics de contamination soit une disparition rapide. Cette disparition résulte de l'action combinée de divers paramètres physico-chimique et biologiques qui interagissent entre eux. On parle d'abord du stress environnementaux car les bactéries ne sont pas adaptées à ce biotope. Elles sont confrontées à l'activité prédatrice d'autres micro-organismes, à la carence en nutriments, à la compétition avec la microflore autochtone, et à l'action bactéricide de la lumière solaire et de la salinité (George et Servais, 2002). D'autres études confirment le rôle prédominant de l'activité bactérivore des protozoaires dans la mortalité des bactéries fécales en milieu naturel (Barcina et al. 1991). Cependant, de nombreuses questions sont soulevées sur le processus de disparition de bactéries dans les eaux du barrage. Un des facteurs pouvant contribuer à la disparition apparente des bactéries est leur absorption par des particules en suspension dans l'eau puis leur sédimentation avec celles-ci (Neto et al., 2005).

En réalité, la croissance d'une population bactérienne passe par six phases de croissance (fig.68) dans un milieu naturel. Selon Buchanan (1919), après l'apport des bactéries à leur nouveau milieu, elles déclenchent des activités d'adaptation aux nouveaux facteurs environnementaux, en suivant les six phases (fig.68):

1. d'induction ou d'adaptation bactérienne.
2. d'accélération: les bactéries réalisent leurs premières divisions dans ce milieu.
3. de croissance exponentielle : Les bactéries multiplient leurs divisions pour atteindre le taux maximum de croissance, dans ce cas les bactéries ne peuvent pas résister aux variations environnementales néfastes (Smith, 1995).
4. Ralentissement: une diminution du taux de croissance bactérien (Bréand, 1998).
5. de stationnaire : l'effectif bactérien est constant (Bréand, 1998) car elles ne peuvent plus augmenter leur résistance à des variations environnementales néfastes (O'Driscoll et al., 1996 ; Knochel et Gould, 1995).
6. de déclin : est la phase terminale de la croissance bactérienne et dans cette dernière phase, la densité commence à diminuer (décroissance bactérienne) suite à une mortalité des bactéries (Bréand, 1998).

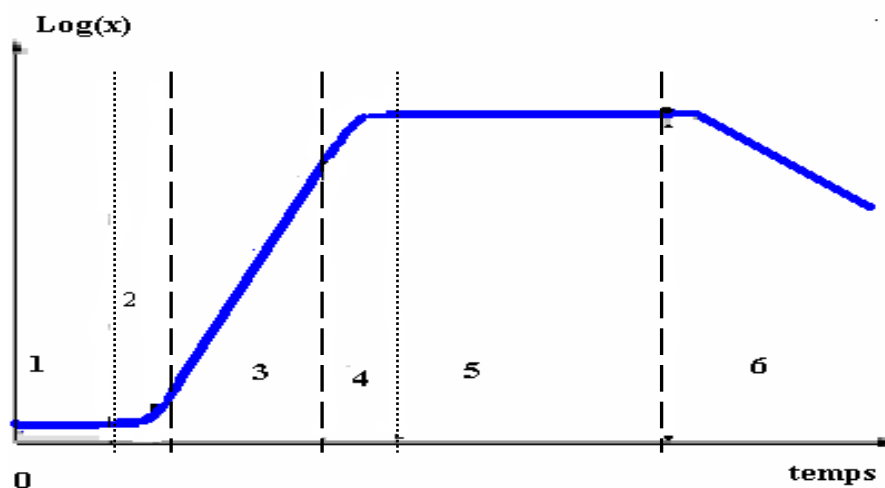


Figure 68: Cinétique de croissance d'une population bactérienne (Buchanan, 1919).

La population bactérienne est plus au moins stable pendant la période estivale car en réalité dans l'environnement les besoins en nutriments ne sont pas complètement assurés (Jiang et Chai, 1996 ; Rees et al., 1995). Lorsque le niveau trophique du lac est plus faible (période estivale), une corrélation négative de la biomasse bactérienne avec la biomasse algale est notée. Ceci confirme le rôle de la charge en nutriments dans les eaux du barrage dans l'indépendance fonctionnelle entre ces 02 communautés. L'assimilation des orthophosphates par des microorganismes vivants (bactéries, algues), est indispensable à leur croissance (Madigou, 2005). C'est donc un processus biologique essentiel pour le système aquatique. Les bactéries et les algues sont en compétition constante pour l'appropriation des phosphates du milieu. Plusieurs auteurs ont fait ressortir 5 points dans cette compétition :

1. le bactérioplancton a besoin de quantité supérieure de phosphore que le phytoplancton.
2. l'assimilation nette bactérienne du phosphore est de 4 à 10 fois supérieure à celle du phytoplancton.
3. les bactéries contiennent une quantité plus grande de phosphore que les algues.
4. le phosphore aussi bien que le carbone organique limite la croissance bactérioplancton.
5. le bactérioplancton contrairement aux algues peut assimiler une grande quantité de formes différentes de composés phosphorés (Noe et al., 2002).

Les bactéries possèdent deux systèmes de transport actif du phosphore, l'un à forte affinité mais à faible vitesse, l'autre à faible affinité mais à vitesse élevée. En général, les bactéries présentent plus d'affinité pour le phosphore que les algues. Ceci peut conduire à l'élimination de ces derniers lorsque cet élément est limitant dans le milieu. Ce qui est souvent dans les eaux douces (Jansson, 1998).

En résumé les nutriments jouent un rôle prioritaire dans le contrôle des communautés bactériennes. Dans la figure 69, nous avons schématisé la relation entre les différents facteurs étudiés et la dynamique de la population microbienne.

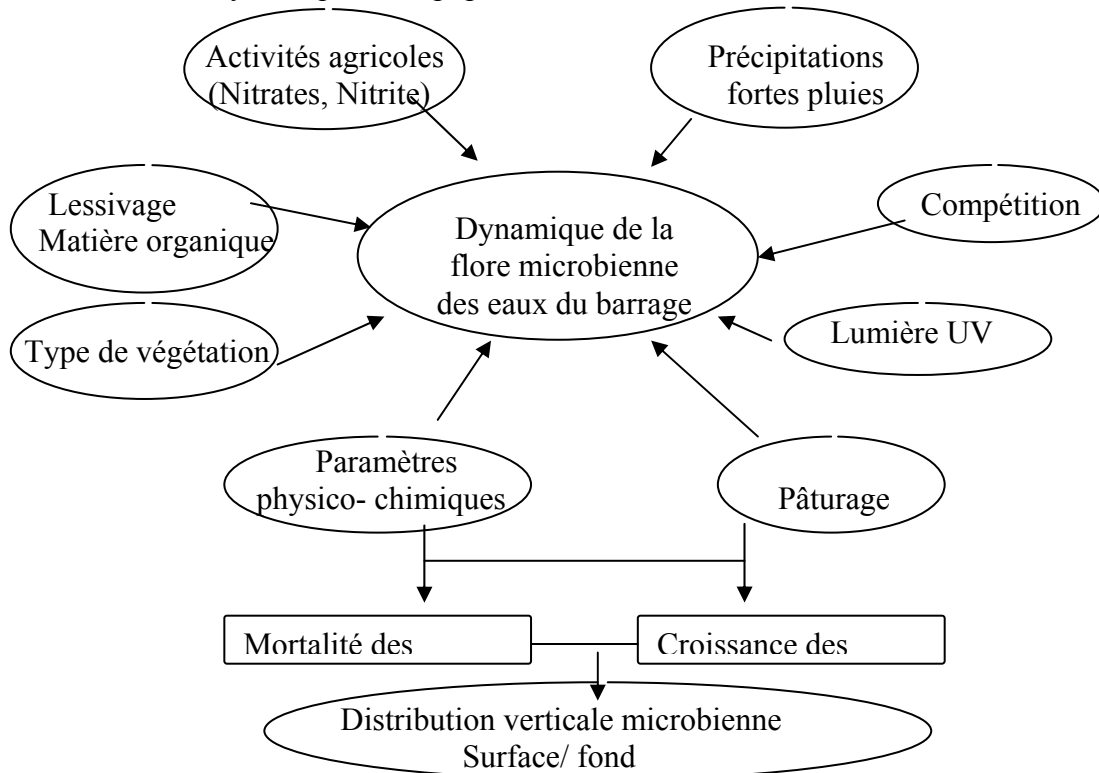


Figure 69 : Relation entre les différents facteurs environnementaux et la dynamique microbienne.

Conclusion

Notre étude réalisée durant un cycle annuel sur l'eau du barrage de Boukourdane montre que cette dernière est d'un intérêt non négligeable du point de vue microbiologique et physico-chimique. Les résultats obtenus dans notre étude justifient notre choix pour ce site dont les travaux sont à parfaire pour mieux comprendre le fonctionnement de ce lac de barrage. Cette étude a montré que l'eau de barrage de Boukourdane est d'une bonne qualité pour la baignade. Vu l'aspect bactériologique, cette eau peut être destinée à la consommation après qu'elle ait subi les traitements recommandés par la directive européenne et aussi reste conforme pour l'irrigation. Cependant elle est d'une moyenne qualité physicochimique. Elle est caractérisée par une conductivité et des concentrations en calcium et magnésium élevées.

Nous avons noté dans cette eau, une abondance des cyanobactéries (93%) qui ont marqué un grand succès écologique dans le milieu aquatique. L'absence des agents pathogènes tels que Salmonelle et Vibrion, permet l'utilisation de ces eaux aux besoins cités précédemment. Une production levurienne est presque négligeable dans l'eau de barrage mais avec la présence d'une seule espèce dominante de levure : *Saccharomyces cerevisiae* et d'une espèce dominante de moisissures *Pythium tracheiphilum*. Cette dernière représente une abondance de 4% de la flore totale présente dans l'eau du barrage.

Il faudra de plus en plus reconnaître, la nécessité d'envisager l'intégrité chimique, physique, biologique et microbiologique comme un ensemble globale, pour connaître l'ensemble des problèmes possibles et leur cause, afin d'atteindre l'intégrité écologique dans le lac de barrage de Boukourdane ou dans les autres lacs.

D'après l'analyse statistique de la dynamique des variables bactériennes, les principaux facteurs environnementaux explicatifs ont été déterminés, de manière générale ce sont : la température, la concentration en nutriments inorganiques principalement des orthophosphates, le potentiel redox, DBO₅, la matière organique et le statut trophique (boucle microbienne). Ces dernières constituent des variables déterminant significativement la dynamique des communautés bactériennes. Ces résultats et les corrélations obtenues restent à confirmer par de multiples études complémentaires.

Ces résultats soulignent l'importance de considérer non seulement la biomasse bactérienne, mais aussi le métabolisme microbien pour l'étude de la qualité écologique des écosystèmes aquatiques. L'écologie microbienne dans un écosystème aquatique est difficile à étudier, sans tenir compte de tous les changements du milieu et des fluctuations climatiques qui influent sur l'activité microbienne en générale.

Toutes les activités anthropiques au niveau du barrage ont des influences sur la qualité des eaux de ce dernier qui entraîneront une pollution de l'écosystème aquatique. Pour cela, il est indispensable de mettre en place les mesures de protection, avant qu'il perde son aspect microbiologique et physico-chimique, afin d'assurer la durabilité des ressources en eau et la protection de la santé publique.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- AGENCE DE L'EAU ADOUR GARONNE (AEAG). (2002).** Qualité des eaux de surface bassin de l'Adour. *Rapport, OA : Observation de l'eau des pays de l'Adour.* 70p
- AGENCE FRANCAISE DE NORMALISATION (A.F.N.O.R.). (1990).** Eaux- méthodes d'essais. Recueil de normes françaises. *4th édition. Paris, la Défense, France, 735p*
- AGENCE FRANCAISE DE NORMALISATION (A.F.N.O.R.). (1993).** Contrôle de la qualité des produits alimentaires. Contrôle microbiologique, Tome I. *France. 503p*
- AGENCE NATIONALE DES BARRAGES (A .N.B.). (1994).** Barrage de Boukourdane sur l'Oued El-Hachem, wilaya de Tipaza. *MONOGRAPHIE. .Algerie.150p*
- AGENCE NATIONALE DES BARRAGES TRANSFERTS (A.N.B.T.). (2002).** Barrage de Boukourdane, dispositifs d'auscultation. *Algerie.24p*
- AGENCE NATIONALE DES BARRAGES. (A.N.B.T.) (2007).** Bulletin journalier des données climatique des barrages.
- AGENCE NATIONALE DES RESSOURCES HYDRIQUES (A.N.R.H.). (2007).** Bulletins mensuels de la qualité des eaux de barrage. *Alger.*
- AMBLAND C., BOISSON JC., BOURDIER G., FONTVIEILLE D., GAYTE X., et SIME-NGANDO T. (1998).** Ecologie microbienne en milieu aquatique : des virus aux protozoaires. *Revu des sciences de l'eau. 11 (nSpécial) : 145-162p*
- AMDOUNA. et TIDADINI M.L. (2003).** Etude hydrobiologique du lac de barrage de Boukourdane (W. Tipaza) variations spatio-temporelles du peuplement zooplanctonique, physico-chimique, composition spécifique du phytoplancton. *Mémoire d'Ingénieur d'état, U.S.T.H.B, Alge.110p*
- AMINOT A. et CHAUSSEPIED M. (1983).** Manuel des analyses chimiques en milieu Marin. *ED. CNEXO.395p*
- ARMENGOL J., SABATER S., VIDOL. et SABATER F. (1991).** Using the resclad range analysis for the study of hydrological records: the river ten as an example. *Oecologia Aquatica. 10:21-33p*
- ANONYME. (2000).** Projet de barrage réservoir. *5p*
- ANONYME. (2005).** Qualité physico-chimique- *Rapport de la Diren. Colâtre à Luthenay-Uxeloup. Version 2.16p*
- AWWA. (1990).** Water quality and treatment. *American Water Works Association. 4^e édition. 1194p*
- AZAM F., FENCHEL T., FIELD J. G., GRAY J.S., MAYER-REIL L.A. et THINGSTARD F. (1983).** The ecological rol of fresh-columun microbes in the sea. *Marine Ecology progress Series. 10: 257-263p*

BAGNOULS F. et GAUSSEN H. (1953). Saison sèche et indice xérothermique: document pour les cartes de production végétale. Série généralité cartographie de l'unité écologique. *Edward. Privat Toulouse.*47p

BARCINA I., GONZALEZ J.M., IRIBERRI J. et EGEA L. (1989) Effet of visible light on progressive dormancy of *Escherichia coli* cells during the survival process in natural fresh water. *Applied and environmental Microbiology* 55(1): 246-251p

BARCINA I., GONZALEZ J.M., IRIBERRI J. et EGEA L. (1991). Role of protozoa in the regulation of enteric bacteria populations in seawater. *Marine Microbial Food Webs* 5 (2):179-187p

BARILLIER A. et GARNIER J. (1993). Influence of temperature and substrate concentration on bacterial growth yield in Seine river water batch cultures. *Applied and Environmental Microbiology*. 59: 1678- 1682p

BAUDISOVA D. (1997). Evaluation of *Escherichia coli* as the main indicator of faecal pollution. *Water Science and Technology*. 35(11-12): 336-336p

BERGEY. (2001). Manuel de Bergey de systematique bactérienne. 414-416p

BEUFFE H et TORRE M. (2004). Etude de la dynamique du Biofilm de Garonne sous conditions variées de charge eutrophisante. *Cemagref: Ecologie et Economie du Bassin Adour-Garonne*. 51p

BIANCHI A.J.M. (1973).Variation de la concentration bactérienne dans les eaux et les sédiments littoraux. *Journal article : Marine Biology* .volume 22.N°1 : 23-29

BLAIS S. (2006). Guide d'identification des fleurs d'eau de cyanobactéries. Comment les distinguer des végétaux observés dans nos lacs et nos rivières, *Direction du suivi de l'état de l'environnement, ministère du Développement durable, de l'Environnement et des Parcs*, 52p

BONNARD R. (2001). Le Risque biologique et la méthode d'évaluation du risque. *Rapport final. Ministère de l'Aménagement du Territoire et de l'Environnement INERIS (01)*. 70p

BONNET M.P. et POULIN M. (2002). Numerical modeling of planktonic succession in a nutrient rich reservoir : environmental and physiological factor leading to *Microcystis aeruginosa* dominance. *Ecological modelling* 156(2-3) :93-112p

BOON P.I. (1990). Organic matter degradation and nutrient regeneration in Australian Fresh waters : II. Spatial and temporal variation and relation with environmental condition. *Archiv fur Hydrobiologie*. 117 : 405-436p

BOUCHARD H. (2000). La contribution des activités agricoles à la détérioration du Saint-Laurent. *Environnement Canada. Rapport*. 100p

BOUDJEMA N. et NACEF K. (2005). Etude physico-chimique et biologique des eaux usées traitées destinées à l'irrigation, cas de la station d'épuration de Staouali, Alger. *Mémoire d'ingénieur d'état. USTHB, Alge*.49p

BOULTON A.J., FINDLAY S., MARMONIER P., STANLEY E.H. et VALETT H.M. (1998). The functional significance of the hyporheic zone in streams and rivers. *Annu. Rev. Ecol. Syst.* 29 : 59-81p

BOURGEOIS C.M. et LEVEAU J.Y. (1991). Technique d'analyse et de contrôle dans les industries agroalimentaires Vol.3. *Technique et Documentation Lavoisier et Apria. Paris. 1^e édition.* 235p

BOURRELY P. (1972). Les algues d'eau douce : initiations à la systématique. Tome I : les algues *Paris. 572p*

BOURRELY P. (1985). Les algues d'eau douce : initiations à la systématique. Tome III : les algues bleues et rouges. *Edt: BOUBE et CIE. Paris. 517p*

BUCHANAN R.E. (1919). Life phases in bacterial culture. *Journal of Infectious Diseases.* 23 : 109-125p

BREAND S. (1998). Etude biométrique de la réponse d'une population bactérienne à une variation défavorable de température ou de pH. Applications en microbiologie prévisionnelle alimentaire. *Thèse de DOCTORAT, Université Claude Bernard-Lyon I. N°089-98. 280p*

BRITAIN J.E. et SALTVEIT S.J. (1989). A review of the effect of river regulation on Mayflies (*Ephemeroptera*). *Regulated Rivers: research and Management.* 3: 191-204p

CANTIN PH. (2003). Fiche synthèses sur l'eau potable et la santé humaine. *Institut national de santé publique du Québec.* 205p

CEAEQ. (2000). Recherche et dénombrement des coliformes totaux ; méthode par filtration sur membrane. *Centre d'expertise en analyse environnementale, Gouvernement du Québec.* 25p

CEAEQ. (2003). Méthode d'analyse. Recherche des coliformes totaux et de *Escherichia coli* avec le milieu de culture Colilert[®] : méthode présence/absence. *Centre d'expertise en Analyse environnementaux du Québec.* 12p

CEAEQ. (2005). Méthode d'analyse. Recherche et dénombrement des bactéries hétérotrophes aérobies et anaérobies facultatives : méthode par incorporation à la gélose. *Centre d'expertise en Analyse environnementaux du Québec.* 15p

CHALMERS R.M., AIRD H. et BOLTON F.J. (2000). Waterborne *Escherichia coli* (157). *Journal of Applied Microbiology,* 88 (supplément) : 124-132p

CHAMBERS P.A. et MILLS T. (1996). Dissolved oxygen conditions and fish requirements in the Athabasca, Peace and Slave rivers: Assessment of present conditions and future trends. *Alberta Environmental Protection. Rapport to the Ministers.* 287p

CHARRIERE G., MOSSEL D.A.A., BEAUDEAU P. et LECLEERC H. (1994). Entérocoques et streptocoques fécaux. Dans: Groupe scientifique sur l'eau (2003). Fiche

synthèses sur l'eau potable et la santé humaine. *Institut national de santé publique du Québec*.205p

CLAUSEN E., GREEN B. et LITSKY W. (1977). Fecal streptococci: indicators of pollution. Dans : Groupe scientifique sur l'eau (2003). Fiche synthèses sur l'eau potable et la santé humaine. *Institut national de santé publique du Québec*.205p

CNEXO. (1983). Manuel des analyses chimiques en milieu marin. 395p

COLWELL R.R., BRAYTON P.R., GRIMES D.B., HUQ S.A. et PALMER L.M. (1985). Viable but non culturable *Vibrio cholerae* and related pathogens in the environment: Implications for release of genetically engineered micro-organisms. *Biotechnology* 3: 817-820p

DAOU C., PARINET B., EL HOZ M. et LEGUBE B. (2004). Evaluation de la qualité des eaux de surface au Liban du point de vue physico-chimique et microbiologique. Cas de deux rivières : Kadisha- Abou Ali et Jaouz. *BALAMAND Universty-ESIP poitiers Lebanon*.Article.7p

DEMING J.W. et BAROSS J. A. (1993). The early diagenesis of organic matter: bacterial activity. In: *Organic geochemistry*. NY. 119-144p

DIDES J.J. (1999). Demande biologique en oxygène (DBO₅). *Rapport .BIOGEO*. France.20p

DIDIER P. (2006). Observation des cellules de *Saccharomyces cerevisiae* au microscope optique. *Protocole*.5p

DORIOZ J.M. et EMBREDANNE D.(2005). Bassin versant et qualité biologique des cours d'eau. Effet de la gestion des bassins versants sur les transferts particulaires et dissous et sur la qualité biologique des eaux de surface en zone d'élevage. *AQUAE : Action structurante INRA-CEMAGR INRA-CEMARGE* Ed.4p

DORIOZ J.M., LOCOZ Y.M., MONROZIER L.J., PRIGENT C. TEXIER, POULENARD J. et TREVISAN D. (2006). Pratique pastorales et qualité microbiologique des eaux à l'échelle bassin versant: rôles des facteurs pédoclimatiques et hydrométéorologiques dans la survie, l'état physiologique et le transfert des populations de bactéries fécales bovines. *Projet AXE2 « pratique agricoles et qualité des eaux »*.Université de Savoie- INRA. 59p.

DUY I. N., LAM P.K., SHAW, et COMNELL G. (2000). Toxicology and risk assessment of freshwater cyanobacterial (blue-green algal) toxins in water. *Rev. Environ. Contam Toxicology*. 2000. 163 :113-186p

EDBERG, SC., RICE E.W., KARLIN R.J. et ALLEN M.J. (2000). *Escherichia coli*: the best biological drinking water indicator for public health protection. *Journal of Applied Microbiology*. 88:106-106p

El-Watan. (2006). Ensemencement du barrage de Boukourdane (quotidien national). 27/03/2007.5p

ELMUND G.K., ALLEN M.J. et RICE E.W. (1999). *Escherichia coli* : the best biological drinking water indicator for public health protection. *Journal of applied Microbiology*. 88 : 106-116p

EMBERGER L. (1955). Une classification biogéographique des climats. *Science Montpellier*. 7 :7-34p.

EMMANUEL E. (2003). Evaluation des risques sanitaires et ecotoxicologiques liés aux effluents hospitaliers. *Thèse de Docteur. Ecole doctorale de chimie. Lyon*.246p

ESPELAND E.M. et WETZEL R. G. (2000). Complexation, stabilization and UV photolysis of extracellular and surface-bound glucosidase and alkaline phosphatase. Implication for biofilm Microbiota. *Microbial Ecology*. 42 : 572-585p

FACKLAM R., SAHM D. et TEIXEIRA L. (1999). *Enterococcus*. Fiche synthèses sur l'eau potable et la santé humaine. *Institut national de santé publique du Québec*.205p

FALCONER I.R. (1999). An Overview of problems Caused by Toxic Blue-Green Algae (Cyanobacteria) in Drinking and Recreational water. *Environmental Toxicology*, 14 :5-12p

FELIP M., PACE M.L. et COLE J.J. (1996). Regulation of planktonic bacterial growth rates effects of temperature and ressources. *Microbial Ecology*. 31: 15-28p

FERNANDEZ A., TEDEDOR C. et CHORDI A. (1992). Influence of pH on the elimination of fecal coliforms bacteria in waste stabilisation pond water, air, a soil pollution. 317-320p

GARCIA ARMISEN T. et SERVAIS P. (2004). Respective contributions of point and non point sources of *E.coli* and Enterococci in a large urbanised watershed (The River Seine, France). *Rapport. Université Libre de Bruxelles*.15-23p

GARCIA ARMISEN T., MERCIER P. et SERVAIS P. (2005). Les bactéries indicatrices de contamination fécales dans les eaux du bassin de la Seine.*Université Libre de Bruxelles. Rapport PIREN Seine*. 24p

GAUJOUS D. (1995). La pollution des milieux aquatiques- *aide mémoire*. 2^e édition. *Technique & documentation- Lavoisier, Paris*. 220p

GELDREICH E.E., KENNER B.A. et KABLER P.M. (1964). The occurrence of coliforms, fecal coliforms and streptococci on vegetation and insects. *Applied Microbiology*. 12(1): 63-69p

GEORGE I., PETIT M., et SERVAIS P. (2000). Use of enzymatic methods for rapid enumeration of coliforms in freshwaters. *Journal of Applied Microbiology*, 88(3): 404-413p

GEORGE I., PETIT M., THEATE C. et SERVAIS P. (2001). Distribution of coliforms in the seime river and estuary (France) studied by rapid enzymatic methods and plate count. *Estuaries*. 24(6):994-1002p

GEORGE I. et SERVAIS P. (2002). Source et dynamique des coliformes dans le bassin de la Seine. Ecologie des systèmes aquatiques. *Université Libre de Bruxelles. Belgique.*46p

GLEESON C. et GARY N. (1997). The coliform index and waterborne disease. *E & FN Spoon, 194p*

GUIVARCH H. et CHEVREUIL M. (1998). Etude du comportement des produits phytosanitaires à l'échelle d'un petit bassin versant. *Rapport 1998 du programme Scientifique PIREN Seine, thème 2 « Zones humides riveraines ».*200p

HAKEM K. (2007). Guide d'échantillonnage des eaux et des aliments. *HURBAL. Bab El Oued Alger.*48p

HASLAY C. et LECLERC H. (1993). Microbiologie des eaux d'alimentation. *Techniques et documentation, Lavosier, Paris. France.* 503p

HEBERT S. (2004). La baignade dans le Saint-Laurent : rêve ou réalité? Analyse du milieu aquatique Programmes de suivi de la qualité des eaux de surface. *Ministre de l'environnement du Québec.*5p

HELMER R., HESPANHOL I. et SALIBA L.J. (1991). Public health criteria for the aquatic environment: recent who guidelines and their application. *Water Science and Technology 24(2): 35-42p*

HOCH M.P. et KIRCHMAN D. L. (1993). Seasonal and inter-annual variability in bacterial production and biomass in a temperate estuary. *Marine Ecology Progress Series. 98: 283-295p*

HURST A., HUGUES A. et COLLINS-THOMPSON D.L. (1974). The effect of sublethal heating on *Staphylococcus aureus* at different physiological ages. *Canadian Journal of Microbiology. 20 :765-768p*

IVAN B., ANTHONY P., et DISIER L.C. (2005). Entretien des berges de petits cours d'eau dans le bocage Sud-manche : réponse de la végétation herbacée aux processus écologiques et agricoles.90p

JACQ E., MOAL J., SAMAIN J.F., CORRE S., DANIEL J.Y., NICOLAS J.L., COCHARD J.C. et FERA P. (1992). Ecologie bactérienne dans les bacs d'élevage larvaire de coquillages Saint-Jacques (*Pecten maximus*). *Ifremer, Actes de Colloques, N°14.5-20 p*

JANSSON M. (1998). Phosphate uptake and utilization by bacteria and algae. *Hydrobiologia. 170: 177-189p*

JENKINS D.E., CHAISSON S.A. et MATIN A. (1990). Starvation-induced cross protection against osmotic challenge in *Escherichia coli*. *Journal of Bacteriology. 172 p*

JIANG X. et CHAI T-J. (1996). Survival of *Vibrio parahaemolyticus* at low temperatures and under starvation conditions and subsequent resuscitation of viable, non culturable cells. *Applied and Environmental Microbiology. 62:1300-1305p*

KAPLAN L. A. et BOTT L. (1989). Diel fluctuations in bacterial activity on streambed substrata during vernal algal blooms : effects of temperature, water chemistry, and habitat. *Limnology and oceanography*. 34: 718- 733p

KHALEEL R., REDDY K.R. et OVERCASH M.R. (1980). Transport of potential pollutants in runoff water from land areas receiving animal wastes: a review. *Water Research* 14 : 421-436p

KIVISAAR M. (2003). Stationary phase mutagenesis : mechanisms that accelerate adaptation of microbial populations under environmental stress. *Environmental Microbiolog.* 5(10):814-827p

KNOCHEL S. et GOULD G. (1995). Preservation microbiology and safety: Quo vadis? *Trends in Food Science & Technology*. 6:127-137p

KRAVITZ J.D., NYAPHISI M., MONDEL R. et PETERSEN E. (2000). Examen bactériologique quantitatif des réserves d'eau à usage domestique sur les hautes terres du Lesotho : qualité de l'eau, assainissement et questions de santé au niveau des villages. *Bulletin of the World Health Organization*,77(10) :829-836p

LANCELOT CH. et SERVAIS P. (2006). Fonctionnement et gestion des milieux aquatiques. *Cours*.28p

LARBI M. (2006). Influence de la qualité des composts et de leurs extraits sur la protection des plantes contre les maladies fongiques. *Thèse de Docteur des Sciences. Université de Neuchâtel* .161p

LEBRES E. (2002). Microbiologie des eaux, des boissons et des produits de la mer. Manuel des travaux pratique. *Institut Pasteur d'Algérie*.34p

LECLERC H. (1975). Microbiologie générale. *Préface de René Buttiaux. Paris VI^e* . 278p

LECLERC H. et MOSSEL D. (1989). Microbiologie, le tube digestif, l'eau et les aliments. *Edition Doin*. 529p

LECLERC H., DEVRIESE L.A. et MOSSEL D. (1996). Taxonomical changes in intestinal (faecal) enterococci and streptococci : consequences on their use as indicators of faecal contamination in drinking water. *Journal of Applied bacteriology*. 81: 459-466p

LECLERC H. et HASLAY C. (1993). Microbiologie des eaux d'alimentation. *Edition Lavoisier*. 495p

Li W.K.W. et DICKIE P.M. (1995). Distribution et abondance des bactéries dans l'océan. Pêche et Océan. *Pêche et Océans Canada*.23p

LOURGUIOUI H. (2006). Etude des potentialités aquacoles du barrage de Boukourdane (Wilaya de Tipaza). *Mémoire de Magister, ISMAL. Alger*. 84p

MADIGOU E. (2005). Influence du statut trophique de cours d'eau sur les fonctionnalités microbiennes des biofilms (Epipsammon et épilithon). *Thèse de Doctorat. Université Claude Bernard, Lyon II.* 260p

MARCHAL N. et BOURDON J.P. (1989). Les milieux de culture pour l'isolement et l'identification biochimique des bactéries. *Ed. Doin.*505p

MICHAUD A.R. (2004). Indicateurs agroenvironnementaux adaptés à la gestion de projet ciblés sur la prévention de la pollution diffuse par le phosphore. *Thèse de Doctor.* Québec.165p

MORINGO M.A., BORREGO J.J. et ROMERO P. (1986). Comparative study of different methods for detection and enumeration of *Salmonella spp.* In natural waters. *Journal of Applied Bactériology* 61 : 169-176p

MUNSTER U. et CHROST P.J. (1990). Organic composition and microbial utilization of dissolved organic matter. In: *Aquatic Microbial Ecology. Biochemical and Molecular approaches.* New York. 8-46p

NETO M., BEDELL J.PH., GOURDON R., COLLILIEUX G. et BISPO A. (2005). Caractérisation d'émissions chimiques et microbiologiques lors d'opérations de dragage des sédiments du Rhône. *Article ZABR .Université Claude Bernard Lyon I. (1) : 45-51p*

NISBERT M. et VERNAUX J. (1970). Composantes chimiques des eaux courantes *Ann.Limnol. T6 Fasc 2. Paris.*161-190p

NOE G. B., CHILDERS D.L., EDWARDS A.L., GAISER E., JAYACHANDRAN K., LEE D., MEEDER J., RICHARDS J., SCINTO L.J., TREXLER J. C. et JONES R. D. (2002). Shost-trem changes in phosphorus storage in an oligotrophic everglades wetland ecosystem receiving experimental nutrient enrichment. *Biogeochemistry.* 59 :239-267p

NOGARO G., MERMILLON-BLONDIN F. et GIBERT. J (2005). Influence de la qualité des sédiments colmatés sur le fonctionnement biogéochimique des interfaces sédimentaires aquatique ; Interaction avec les processus de bioturbation. *UMR-CNRS 5023, Laboratoire d'Ecologie des Hydrosystèmes Fluviaux (LEHF). Ecole nationale Vétérinaire de Lyon-Marcy l'Etoile (69) : 37-52p*

O'DRISCOLL, B., GAHAN, C.G.M. et HILL C. (1996). Adaptive acid tolerance response in *Listeria monocytogenes*: isolation of an acid tolerant mutant which demonstrates increased virulence. *Applied and Environmental Microbiology.*62 :1693-1698p

O.M.S. (1990). Health guidelines for the use of waste water in agriculture and aquaculture. *Rapport No. 788. Genève, Suisse.*10p

OMS (1994). Directive de qualité pour l'eau de boisson, *volume 1. Recommandation, OMS. Organisation mondiale de la santé, 2^e édition.* 8-30p

O.M.S. (2000). Directive de qualité pour l'eau de boisson, *volume 2. Critères d'hygiène et documentation à l'appui. Organisation mondiale de la santé, 2^e édition.*1050p.

PETERS G.T., WEBSTER J.R. et BENFIELD E.F. (1987). Microbial activity associated with seston in headwater streams effectifs of nitrogen phosphorus and temperature. *Freshwater Biology*. 18: 405-413p

POLAN P., M.Env., MBA., HENRY MONIQUE, Lsc. et Msc. (1998). Qualité de l'eau souterraine dans la MARC de COATRICOOK. *Projet d'étude et d'évaluation en santé publique.Canada*. 70p

POLO F., FIGUERAS M.J., INZA I., SALA J., FLEISHER J.M et GUARRO J. (1998). Relationship between presence of Salmonella and indicators of fecal pollution in aquatic habitats. *FEMS Microbiology letters* 160 : 253-256p

POMMEPUY M, GUILLAUD F., DUPRAY E., DERRIEN A., LEGUYARDER F. et CORNNIER M. (1992). Enteric bacteria survival factors. *Water Science and Technnology* 25(12): 93-103p

POMMEPUY M., FIKSDAL L., GOURMELON M., MELIKECHI H., CAPARIS M.P., CORMIER M. et COLWELL R.R. (1996). Effect of seaweater on *Escherichia coli* B-galactosidase activity. *Journal of Applied Bacteriology* 81.174-180p

POURCHER A., DEVRIESE L., HEMANDEZ J. et DELATTRE J. (1991). Enumeration by a miniaturized method of *Escherchia coli*, *Streptococcus bovis* and enterococci as indicators of the origin of faecal pollution of waters. *Journal of Applied Bacteriology*. 70:525-530p

RAMADE F. (2003). Eléments d'écologie : écologie fondamentale. 3^{ème} édition (CDUNOD, Eds). 704p

RAPPORT TECHNIQUE MILACRON (RTM) (CIMCOOL) (2004). Contrôle de la rancidité des fluides de travail des métaux à base d'eau. *Milacron Marketing Co./ Division des produits consommables/ Cincinnati, Ohio* 45209.3p

REES C.E.D., DODD C.E.R., GIBSON P.T., BOOTH I.R. et STEWART G.S.A.B. (1995). The significance of bacteria in stationary phase to food microbiology. *International Journal of Food Microbiology*. 28 : 263-275p

ROBERT C., TREMBLAY H. et DEBLOIS CH. (2005). Cyanobactéries et cyanotoxines au Québec : Suivi à six stations de production d'eau potable (2001-2003).*Ministère du Développement durable, de l'Environnement et des Parcs. Envirodoq.Québec*.73p

RODIER J. (1984). L'analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer. *Dunod*.

RODIER J., BAZIN C., BROUTIN J-P., CHAMBON P., CHAMPSAUR H. et RODI L. (1996). L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires et eau de mer. 8^e édition. *Dunod, Paris*.1383p

ROMANI A.M. et SABATER S. (2000). Influences of algal biomass on extracellular enzyme activity in river biofilms. *Microbial Ecology*. 40: 16-24p

SABATER S., BUTTURINI A., MUNOZ I., ROMANI A.M. WRAY J. et SABATER F. (1998). Effets of removal of riparian vegetation on algae and heterotrophs in a Mediterranean stream. *Journal of aquatic Ecosystem stress Recovery*. 6: 129-140p

SABATER S. et SABATER F. (1992). Longitudinal changes of benthic algal biomass in a Mediterranean river during two high production periods. *Archiv fur Hydrobiologie*. 124:475-487p

SALGHI R. (2005). Différents filières de traitement des eaux. *Thèse de Doctorat. ENSA, Agadir. Université Iben Zohr*. 22p

SCHORTER A.S. (2001). La capacité d'autoépuration des cours d'eau. Application des connaissances scientifiques à leur gestion. *Synthèse ENTGREF*. 22p

SERVAIS P. et MENON P. (1991). Fate of autochthonous and fecal bacteria in marine ecosystems. *Kieler Meeresforsch* 8.290-296p

SERVAIS P., GAMIER J., DEMARTEAU N., BRION N. et BILLEN G. (1999). Supply of organic matter and bacteria to aquatic ecosystems through wastewater effluents. *Water Research* 33 (16): 3521-3531p

SERVAIS P., GARCIA ARMISEN T., MERCIER P., et ANZIL A. (2003). Etude de modélisation de la qualité microbiologique des eaux du bassin de la Seine. *Rapport PIREN Seine*. 98p.

SMITH A.W. (1995). Stationary phase induction in *Escherichia coli*: a new target for antimicrobial therapy. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*. 35 :359-361p

SOBZACH W.V. et BURTON T.M. (1996). Epilithic bacteria in a stream run, riffle and pool : a test of biomass covariation. *Hydrobiologia*. 332: 159-166p

SUMMONS R.E. (1993). Biogeochemical cycles. A review of fundamental aspects of organic matter formation, preservation and composition. *New-york*. 3-21p

STATISTICA 07. Logiciel d'informatique.

TABET HELAL M.A. et GHELLAI N. (2004). Caractérisation des eaux du barrage HAMMAM BOUGHRARA (ALGER NORD OCCIDENTALE) destinées à la consommation humaine et à l'irrigation. *Gestion des eaux. Université de TELMCEN, Algérie. (1) :260-270p*

TEISSIER S., GARABETIAN F., TORRE M., DALGER D. et LABROUE L. (2002). Impact of an urban centre on the nitrogen cycle processes of epilithic biofilms during a summer low water period. *River Res Appl*. 18:21-30p

THIBERT S. (1994). Exportations naturelles et anthropiques des ions majeurs et des éléments nutritifs dans le bassin de la Seine. *Thèse de doctorat de l'université Paris VI*.

VINCON-LEITE B. (1991). Contribution de la modélisation mathématique à l'étude de la qualité de l'eau dans les lacs sub-alpin: le lac du Bourget (Savoie). *Thèse, Ecole National des Ponts et Chaussées*. 208p

VOELZ N.J. et McARTHUR J.V. (2000). An exploration of factor influencing lotic insect species richness. *Biodiverssity and Conservation*. 9: 1543-1570p

WALTERS K.W. et SMOCK L.A. (1991). Cellulose activity of leaf litter and stream-dwelling shredder macroinvertebrales. *Hydrobiologia*. 220: 29-35p

WEIBE W.J., SHELDON J.W.M. et POMEROY L.R. (1992). Bacterial growth in the cold: evidence for an enhanced substrate requirement. *Applied and environmental Microbiology*. 58: 359-364p

WINIARSKI TH. (2004). Les lacs montagnards: indicateurs de la qualité du milieu. Application aux lacs d'altitude des réserves de Haute-Savoie. *Revue de géographie alpine* .N°3. 9-22p

WHO. (1982). Rapid assessment of sources of air, water and land pollution. *WGO Offset publication n° 62*. World Health Organisation, Geneva, Switzerland.46p

WOESE C. R., KANDLER O. et WHEELIS M.L. (1990). Towards a natural system of organisms. Proposal for the domains Archea Bacteria and Eucarya. *Proc. Natt. Acd.Sci. USA* 87, 4576-4579p

WORKING PACKAGE (W.P.). (2004). Rapport « diagnostic de l'état des écosystèmes lacustres par analyse de la biodiversité et du fonctionnement de la boucle microbienne (DIADECOL) ». *Fondation National de Recherche*.46p

YON V. (2004). Mesure en continue de l'oxygène dissous dans le lac du Bourget (SAVOIE), relation avec la production phytoplanctonique. *DEA .Université Pierre et Marie Curie. Paris VII, IPGP,50p*

ZMIROU D., FERLEY J.P., COLLIN J.F., CHARREL M. et BERLIN J. (1987). A follow-up study of gastro-intestinal diseases related to bacteriologically substandard drinking water. *American Journal of public Healt*, 77:582-584p

Site internet

- Earth. Google.fr/download.Eath.html

Annexes

Tableau 1 : Transparence (m)

	juin	juillet	août	sept	oct	nove	dec	janv	fevr	mars	avril	mai
BA0	2	1,5	1,75	0,75	1,53	0,8	0,9	1	1	0,75	1	0,75
BA1	2	1,5	1,75									
BB0	2	1,7	2	1,25	1,6	0,6	0,95	2	2	1,5	1	1
BB1	2	1,7	2	1,25	1,6					1,5	1	
BC0	1	1,2	1,2	1	1					0,75	0,75	0,6
BC1	1	1,2	1,2									
BD0	1,3	1	1,1	0,5	1	0,75	1	0,6	0,5	1	0,75	1
BD1	1,3	1	1,1	0,5								
BE0	1,6	1,5	1,5	1	1,25	0,55	1,5	2	2	1	1,2	1
BE1	1,6	1,5	1,5	1	1,25						1,2	
BF0	2	1,3	2	1,5	2	1	0,95	3	2,5	1,5	1,25	1,5
BF1	2	1,3	2	1,5	2	1	0,95	3	2,5	1,5	1,25	
M. mensuelle	1,65	1,37	1,59	1,03	1,47	0,78	1,042	1,93	1,75	1,18	1,044	0,975

Tableau 2 : Température (°C)

	juin	juillet	août	sept	oct	nove	dece	janv	fevr	mars	avril	mai	M.an
BA0	25,6	29,5	28,8	25	23,4	18	13	12,5	17,5	17,7	22,3	23,8	21,20
BA1	20,3	30	28,4	26,23									26,23
BB0	25,4	30,1	30,7	26,2	23	18,5	13,6	12,7	16,6	15,1	22,4	21,9	21,3
BB1	24	30,2	30	25,5	23					14,5	22,4	20,2	24,228
BC0	25	30,1	27,8	27,3	24,8						22,4	25,7	26,233
BC1	24,6	30	27,9										27,5
BD0	26,6	30,7	31,2	27,1	21	18,5	14	13,1	16,6	15,4	23,8	22,6	21,63
BD1	25,5	30,6	30,2	25,7								22,5	28
BE0	25,1	30,4	30,5	26,1	20,7	18,8	13,9	14,6	16,7	15,9	20,7	23,7	21,218
BE1	24,6	30	31,6	25,6	23					15,5	19,3		24,23
BF0	24,8	30	30	25,2	23	18,7	13	12,8	16,6	14,6	20,4	23,1	20,83
BF1	23,5	29,5	29,5	24,5	22,7	18,5	12,9	12,9	16,5	14,8	18,2	23	20,32
M. mensuelle	24,58	30,09	29,72	25,85	22,73	18,5	13,4	13,1	16,75	15,44	21,32	22,944	

Tableau 3 : Carbonates (mg/l).

	juin	juillet	août	sept	oct	nove	dece	janv	fevr	mars	avril	mai	Moy.annue
BA0	0,158	0,094	0,075	0,075	0,093	0,12	0,1	0,129	0,095	0,09	0,099	0	0,094
BA1	0,184	0,092	0,088		/	/	/	/	/	/	/		0,121
BB0	0,168	0,096	0,078	0,075	0,094	0,13	0,099	0,091	0,095	0,09	0,096	0	0,092
BB1	0,167	0,097	0,082	0,076	0,097					0,09	0,085	0	0,086
BC0	0,163	1,106	0,084	0,072	0,082						0,085	0	0,227
BC1	0,167	1,05	0,082	0,072	0,082						0,085	0	0,219
BD0	0,166	0,097	0,087	0,075	0,09	0,127	0,102	0,091	0,101	0,09	0,085	0	0,092
BD1	0,167	0,097	0,081	0,082	0,09	0,127	0,102	0,091	0,101	0,09	0,085	0	0,095
BE0	0,165	0,1	0,078	0,075	0,09	0,117	0,105	0,091	0,1	0,096	0,094	0	0,092
BE1	0,167	0,097	0,085	0,076	0,097					0,095	0,102		0,102
BF0	0,165	0,1	0,081	0,076	0,09	0,135	0,111	0,09	0,095	0,096	0,093	0	0,094
BF1	0,173	0,096	0,084	0,085	0,09	0,13	0,109	0,09	0,096	0,096	0,097	0	0,095
Moy.	0,167	0,2607	0,0823	0,076	0,090	0,126	0,104	0,0966	0,0974	0,092	0,091	0	0,107

Tableau 4 : Calcium (mg/l)

	juin	juillet	août	sept	oct	nove	dece	janv	fevr	mars	avril	mai	Moy.annuelle
BA0	59,72	99	455,65	427	413	400	410	412	410	411	200	54,1	349,737
BA1	66,53	99,2	560,8										242,176667
BB0	59,72	96	427,6	441	448	455	447	448	449	450	210	54,4	372,132
BB1	58,91	95,9	413,59	442,35	448,23					449	159	64,1	317,996667
BC0	61,72	98,2	753,5	410	241								312,884
BC1	61,32	98,1	525,75										228,39
BD0	56,51	97	648,42	377	255	105,8	242	245	246	249	155	62,3	252,173
BD1	57,31	97	581,8	377,23									278,335
BE0	57,71	97	655,43	608,27	585	561,12	586	587	587,5	589,12	300	55,5	491,415
BE1	56,91	96,74	736,05	608	585					582	321	57,9	444,116667
BF0	58,11	112	525,7	535,4	538	540,5	537,12	537,29	539	545	234	55	446,812
BF1	57,71	112	725,53	501,8	507	513	506,19	505,12	505,23	510,2	285	62,3	444,378
M. mensuel	59,3483333	99,845	584,151667	472,805	446,692222	429,236667	454,718333	455,735	456,121667	473,165	233	58,2	351,918241

Tableau 5: Magnésium (mg/l)

	juin	juillet	août	sept	oct	nove	dece	janv	fevr	mars	avril	mai	M. annuelle
BA0	30,13	59	722,19	694	680	666	679	681	682	684	557,7	30,4	513,78
BA1	27,46	59	590,78								225,74		225,74
BB0	30,37	61	563,63	570,32	580,6	591,02	579,9	580,99	583,02	585,12	472,57	30,3	435,73
BB1	31,1	61,35	574,49	570	580					585	400,32	29,2	353,93
BC0	28,69	59	522,36	390	260						252,01	30,8	220,40
BC1	27,94	59	538,4								208,4		208,446
BD0	31,83	63	657,03	385,5	244,9	114,41	248,12	249,8	250	251,9	249,6	29,6	231,31
BD1	31,1	62,78	739,56	385,23							304,6		304,66
BE0	35,72	63	595,12	608,06	614,7	621,4	612,8	614,1	615,2	616,23	499,6	30,4	460,53
BE1	34,02	62,35	722,19	608,5	614					615	442,67	30	391,092
BF0	31,4	35	663,54	670,9	674,5	678,3	672,5	674,3	674,9	676,01	545,13	28,5	502,082
BF1	30,86	34,8	925,2	819	766	713	765	764,5	766,03	764,53	634,8	29,9	584,47

Tableau 6 : Matières en suspensions (mg/l)

	juin	juillet	août	sept	oct	nove	dece	janv	fevr	mars	avril	mai	moyenne
BA0	4,2	7,2	3	3	4,2	3,85	20	1,5	0,5	3	6	0	4,707
BA1	4,9	8,5	5										
BB0	5	20	1	4,5	10,5	30,5	10	0,5	4	40	7,5	0	11,125
BB1	4,8	8,5	15,5	8	12					20	7	495	
BC0	8,2	8	3	3,5	4,25						6,25	0	4,742
BC1	4,5	12,5	1										
BD0	2,5	6,9	9,2	7,25	8,5	20,5	5	2,5	0,85	10	6	263	28,517
BD1	2,8	10,9	1,5	2,5									
BE0	3,3	11,2	7,3	5	4,5	6,35	20	5,85	7,5	8	5,8	0	7,0667
BE1	5,62	16,3	4,5	3,2	5,25					7	5,5	0	
BF0	3,95	8	3,5	10,5	6,35	4,5	30	2,5	1,5	4,5	6,5	0	6,817
BF1	2,8	6,2	8,1	4,5	3,5	5,25	10	2	1	4	6	0	
M. mensuelle	4,38	10,35	5,216	5,195	6,561	11,825	15,83	2,475	2,55	12,06	6,28	84,2	13,911

Tableau 7 : Orthophosphates (mg/l)

	juin	juillet	août	sept	oct	nove	dece	janv	fevr	mars	avril	mai	M.annuelle
BA0	0,07	0,18	0,02	0,12	0,2	0,2	0,314	0,201	0,08	0,27	0,43	0	0,17375
BA1	0,06	0,18	0,01										0,08333333
BB0	0,06	0,08	0,02	0,07	0,2	0,21	0,227	0,194	0,9	0,252	0,48	0	0,22441667
BB1	0,06	0,08	0,02	0,06	0,21					0,2	0,52	0	0,14375
BC0	0,07	0,09	0,02	0,06	0,2						0,39	0	0,11857143
BC1	0,07	0,09	0,02										0,06
BD0	0,07	0,07	0,02	0,07	0,23	0,2	0,306	0,212	0,08	0,285	0,67	0	0,18441667
BD1	0,07	0,07	0,02	0,06									0,055
BE0	0,07	0,07	0,06	0,1	0,21	0,2	0,281	0,201	0,23	0,277	0,46	0	0,17991667
BE1	0,07	0,07	0,03	0,09	0,26					0,2	0,53	0	0,15625
BF0	0,06	0,1	0,02	0,06	0,2	0,09	0,256	0,183	0,1	0,252	0,44	0	0,14675
BF1	0,06	0,09	0,01	0,06	0,21	0,06	0,292	0,194	0,09	0,288	0,41	0	0,147
M. mensuelle	0,0658	0,0975	0,0225	0,075	0,213	0,16	0,279	0,1975	0,246	0,253	0,481	0	0,19016162

Tableau 8 : Nitrites (mg/l)

	juin	juillet	août	sept	oct	nove	dece	janv	fevr	mars	avril	mai	M. an
BA0	0,06	0	0,08	0,105	0,08	0,1	0,07	0,06	0,1	0,06	0,06	0,02	0,06
BA1	0,093	0	0,06										0,051
BB0	0,06	0,021	0,1	0,09	0,1	0,105	0,09	0,06	0,105	0,06	0,045	0,01	0,07
BB1	0,054	0,014	0,09	0,08	0,1					0,06	0,04	0	0,054
BC0	0,056	0,02	0,102	0,09	0,105						0,05	0,03	0,064
BC1	0,043	0	0,06										0,034
BD0	0,042	0	0,09	0,09	0,08	0,1	0,06	0,05	0,1	0,08	0,07	0,07	0,069
BD1	0,58	0	0,06	0,06									0,175
BE0	0,046	0	0,06	0,1	0,06	0,102	0,05	0,03	0,09	0,07	0,06	0,02	0,057
BE1	0,056	0	0,06	0,09	0,06					0,07	0,05	0,04	0,053
BF0	0,05	0	0,08	0,09	0,1	0,09	0,1	0,05	0,15	0,08	0,06	0,02	0,0725
BF1	0,535	0	0,06	0,05	0,09	0,06	0,07	0,02	0,09	0,07	0,05	0,04	0,0945
M.mens	0,139	0,0045	0,075	0,0845	0,086	0,0928	0,073	0,045	0,1058	0,06875	0,0538	0,027	0,072

Tableau 9 : Nitrates (mg/l)

	juin	juillet	août	sept	oct	nove	dece	janv	fevr	mars	avril	mai	M. annuelle
BA0	10,48	0,3	0,9	3,02	0,6	0,5	1,5	1,5	2	2,05	2,5	0,9	2,18
BA1	3,37	0,3	0,25	1,30									1,306
BB0	1,9	1	1,01	3,05	0,5	0,2	0,9	0,8	2,5	2	3,05	0,9	1,484
BB1	1,9	0,8	0,5	3,5	1,5					2	2,8	2,5	1,93
BC0	5,62	0,9	1,03	3,5	0,35						2,5	0,96	2,122
BC1	1,9	0,9	0,9	1,23									1,23
BD0	1,9	2	0,5	3,05	0,5	0,02	1	1,2	2	2,01	3,04	2,2	1,618
BD1	1,8	2	0,5	3,5	1,95								1,95
BE0	1,9	0,8	0,56	1	1	0,3	0,3	1	2,5	1	2,08	0,9	1,1
BE1	1,8	0,8	0,5	0,5	1					1	2,02	1,2	1,10
BF0	2,7	0,31	0,95	2,5	0,2	1	1,51	1	2	2	2,5	1	1,47
BF1	1,8	0,35	0,5	2,5	1	1	1,5	0,9	2	2,02	2,08	1,9	1,46
M. mensuelle	3,089	0,871	0,675	2,38	0,86	0,503	1,118	1,06	2,16	1,76	2,50	1,38	1,53

Tableau 10 : Chlorophylle « a » (mg/m³)

	juin	juillet	août	sept	oct	nove	dece	janv	fevr	mars	avril	mai	M. annu
BA0	3	2,3	1,5	1,5	2	1,5	1	2,5	1,5	1,5	2,5	2	1,9
BA1	2,9	0,8	2									1,8	1,875
BB0	2,5	2,5	1,5	2	1,5	3,2	0,85	1,25	1,5	3	4	1,3	2,091
BB1	1,2	2	1	1	1,5					2,85	3,5	1	1,75
BC0	1,2	1	2,5	1,5	1,5						2,8	4,5	2,142
BC1	1,5	0,5	1,5									4	1,87
BD0	1,3	2,3	1,3	3	3,5	1,5	1,5	2,5	1,5	4,25	5,25	3,8	2,641
BD1	1	1,8	2	1,5								3,5	1,96
BE0	2,5	3,2	2,5	2,5	1,5	1,5	0,85	3,5	3,25	2,5	4,5	3,5	2,65
BE1	2	2	1,5	1,3	1,5					2	4	3	2,162
BF0	2,5	3,5	2,3	4,5	2,5	2,5	0,85	2,5	1,5	2,5	3,25	3,5	2,658
BF1	2	1,5	1	1,5	1	0,87	0,7	1,5	1	2	2,25	3,5	1,568
M. mensu	1,966	1,95	1,7167	2,03	1,833	1,845	0,9583	2,2916	1,7083	2,575	3,5611	2,95	2,115

Tableau 11 : Potentiel d'hydrogène (pH)

	juin	juillet	août	sept	oct	nove	dece	janv	fevr	mars	avril	mai	Moy.ann
BA0	8,15	8,33	8,31	8,22	8,63	8,1	8,01	8,07	8,35	8,34	8,41	11,02	8,495
BA1	8	8,37	8,21										8,193
BB0	8,59	8,35	8,24	6,26	8,63	7,99	7,95	8,05	8,27	8,44	8,35	8,26	8,11
BB1	8,48	7,96	8,2	8,24	8,61					8,38	8,15	8,02	8,255
BC0	8,33	8,32	8,17	8,16	8,7	8,36	7,88	7,77			8,42	8,2	8,231
BC1	8,5	8,31	8,1										8,30
BD0	8,42	8,29	8,14	8,19	8,53	8,08	7,92		8,28	8,37	8,63	8,08	8,26
BD1	8,54	8,38	8,12	8,32								7,94	8,26
BE0	8,56	8,36	8,27	8,35	8,63			7,01	8,39	8,35	8,36	8,8	8,308
BE1	8,48	8,99	7,9	8,21	8,61					8,3	8,26		8,392
BF0	8,5	8,43	8,22	8,19	8,64	7,9	7,92	8,08	8,36	8,34	8,13	8,38	8,257
BF1	8,21	8,05	8,03	8,17	8,62	7,72	7,94	7,99	8,34	8,31	7,5	10,33	8,267
M. mensue	8,39	8,34	8,15	8,03	8,62	8,02	7,93	7,82	8,33	8,35	8,24	8,781	8,25

Tableau 12 : Potentiel redox (Mv)

	juin	juillet	août	sept	oct	nove	dece	janv	fevr	mars	avril	mai	M.annuelle
BA0	-81	-83	-85	-81	-83	-78	-71	-74	-78	-77	-91	-203	-90,41
BA1	-66	-88	-78										-77,3
BB0	-98	-87	-82	-83	-85	-69	-68	-73	-72	-83	-86	-83	-80,75
BB1	-95	-67	-79	-80	-83					-80	-76	-65	-78,12
BC0	-86	-87	-78	-75	-88						-93	-84	-84,428
BC1	-95	-86	-74										-85
BD0	-93	-85	-77	-79	-78	-87	-69	-73	-74	-80	-107	-75	-81,416
BD1	-103	-84	-75	-85								-64	-82,2
BE0	-97	-88	-83	-86	-84	-83	-65	-70	-79	-78	-96	-88	-83,083
BE1	-94	-70	-63	-80	-83					-77	-83		-78,57
BF0	-95	-91	-80	-78	-83	-67	-66	-75	-78	-78	-73	-87	-79,25
BF1	-81	-75	-72	-77	-83	-56	-66	-69	-76	-77	-42	-207	-81,75
M. mensue	-90	-83	-77	-67	-63	-36	-34	-36	-38	-53	-62	-106	-81,86

Tableau 13 : Conductivités ($\mu\text{S}/\text{cm}$)

	juin	juillet	août	sept	oct	nove	dece	janv	fevr	mars	avril	mai	M. annuelle
BA0	743	725	734	752	758	785	706	717	815	806	688	657	725,45
BA1	727	725	738										741
BB0	746	725	737	756	759	782	703	812	809	813	687	685	748,075
BB1	716	736	741	751	740					808	707	699	755,7
BC0	730	726	741	749	759						685	659	765,3
BC1	740	722	740										734
BD0	742	728	740	751	760	783	705	720	810	823	700	689	742,34
BD1	693	724	740	764								610	787,5
BE0	742	727	736	755	763	775	706	813	815	815	696	237	603,63
BE1	747	745	742	749	765					815	711		761,6
BF0	727	725	736	656	759	784	702	717	808	807	709	688	745,615
BF1	744	746	742	756	759	784	708	717	810	816	721	700	747,454
M. mensuelle	733,08	729,5	738,91	743,9	758	782,166	705	749,33	811,166	812,87	700,44	624,88	8857,72

Tableau 14 : Demande biologique en oxygène DBO₅ (mg/l)

	juin	juillet	août	sept	oct	nove	dece	janv	fevr	mars	avril	mai	Moy.annel
BA	2,65	1,85	0,17	2,7	1,99	0,9	0,76	2,18	2,52	0,12	4,69	5,05	2,13
BB	1,45	1,32	0,39	1,79	1,29	1,52	2	2,84	2,74	2,64	3,92	16,25	3,179
BC	1,21	1,95	1,52	1,7	0,73	/	/	/	/	/	4,73	10,06	1,97
BD	0,5	0,87	0,38	0,95	0,61	0,64	1,9	2,4	3,74	1,2	4,42	9,06	2,22
BE	2,5	2,65	1,56	2,61	1,17	1,78	2,35	3,62	1,09	1,22	4,52	11,09	3,013
BF	2,29	1,76	1,03	1,5	0,32	0,17	2	3,23	3,2	0,19	5,59	5,45	2,227
Moy.mensuel	1,766	1,733	0,841	1,875	1,018	1,002	1,802	2,854	2,658	1,074	4,645	9,493	2,5636

Tableau 15 : Champignons (Levure et moisissures)(UFC/100ml)

mois	sep		oct		nov		dec		janv		fev		mars		avril		mai	
	Levure	moisissure	Levure	moisissure	Levure	moisissure	Levure	moisissure	Levure	moisissure	Levure	moisissure	Levure	moisissure	Levure	moisissure	Levure	moisissure
A	0	500	0	0	0	0	0	500	0	500	0	0	0	2000	500	500	300	1500
B	0	0	100	0	500	0	0	0	0	500	0	0	0	500	0	500	0	800
C	0	500	0	500	0	0	0	0	0	1000	0	0	0	1000	2000	0	300	700
D	500	500	0	0	0	500	0	0	0	1000	0	500	500	0	0	0	0	700
E	0	500	0	500	500	0	0	0	0	1000	0	1000	0	0	0	500	0	300
F	0	0	0	0	0	0	0	0	0	500	0	0	0	1000	0	0	250	250
M.M	83,3	333,3	16,6	166,	166,	83,3	0	83,33	0	750	0	250	83,3	750	416,7	250	141,	708,3

Tableau 16 : Les Cyanobactéries (les résultats exprimés : x 10⁴ cellule/litre)

mois	juin		juill		août		sept		oct		nov		dec		janv		févr		mars		avril		mai	
	Sp1	Sp2	Sp1	Sp2	Sp1	Sp2	Sp1	Sp2	Sp1	Sp2	Sp1	Sp2	Sp1	Sp2	Sp1	Sp2	Sp1	Sp2	Sp1	Sp2	Sp1	Sp2	Sp1	
BA0	43	12	0	0	6	6	6	0	19	0	*	*	0	0	68	0	216	0	0	0	0	0	0	0
BA1	25	0	25	0	*	*	*	*			6	0	0	0	*	*	*	*	*	*	0	0	0	0
BB0	12	0	19	0	6	0	6	0	*	*	*	0	0	0	31	6	19	0	0	0	0	0	0	0
BB1	74	0	31	0	*	*	*	*			*	0	0	0	12	6	*	*	*	*	0	0	0	0
BC0	0	0	0	0	6	0	*	*	31	0	*	0	0	0	0	0	*	*	*	*	0	0	0	0
BC1	31	0	93	0	*	*	*	*	*	*	*	0	0	0	*	*	*	*	*	*	*	0	0	0
BD0	6	0	0	0	0	0	6	0	37	0	0	0	0	0	*	*	31	0	12	0	*	0	0	0
BD1	12	0	0	0	*	*	*	*			0	0	0	0	*	*	*	*	0	0	*	0	0	0
BE0	12	0	0	0	0	0	0	0	*	*	*	0	0	0	*	*	6	0	56	0	6	0	0	0
BE1	19	0	12	0	*	*	*	*	0	0	*	0	0	0	37	0	*	*	0	0	19	0	0	0
BF0	19	0	19	0	6	0	6	0	*	*	0	0	0	0	6	25	19	0	0	0	0	0	0	0
BF1	19	0	6	6	*	*	*	*	12	0	6	0	0	0	130	0	12	0	25	0	25	0	0	0
moy. mons	22,6	1	17,08	0,5	4	1	4,8	0	19,8	0	2,4	0	0	0	40,5	5,28	50,5	0	11,6	0	5,55	0	0	0

Annexe 2 : paramètres microbiologiques

Tableau 17 : Echantillonnage moyenne (surface et fond) des germes totaux, coliformes totaux, coliformes fécaux, *E. coli*, Entérocoques, Clostridium Salmonelle et Vibrions durant un cycle annuel.

Echantillonnage moyenne								
	GT	CT	CF	<i>E. coli</i>	Entéroco	Clostridium	Salmonelle	vibron
	/100ml	/100ml	/100ml	/100ml	/100ml	/20ml	/100ml	
BA6	103	65	2	2	1	5	0	0
BB6	145	53	5	5	2	10	0	0
BC6	98	48	1	1	21	20	0	0
BD6	209	63	8	2	22	10	0	0
BE6	94	29	8	7	22	10	0	0
BF6	564	61	1	1	30	10	0	0
BA7	45	161	161	2	11	10	0	0
BB7	20	43	43	5	12	15	0	0
BC7	48	161	161	2	32	10	0	0
BD7	39	43	43	2	0	20	0	0
BE7	183	161	43	1	12	35	0	0
BF7	66	21	18	1	22	5	0	0
BA8	160	43	43	7	12	10	0	0
BB8	87	28	28	1	34	15	0	0
BC8	177	35	21	7	63	12	0	0
BD8	554	54	54	4	34	25	0	0
BE8	83	35	22	1	4	15	0	0
BF8	79	35	21	0	2	15	0	0
BA9	44	21	21	5	5	20	0	0
BB9	155	21	21	1	0	20	0	0
BC9	50	43	43	0	0	30	0	0
BD9	102	21	21	0	0	30	0	0
BE9	32	35	21	0	43	15	0	0
BF9	70	22	21	1	33	15	0	0
BA10	230	28	17	2	98	20	0	0
BB10	75	14	10	1	78	12	0	0
BC10	12	28	28	5	67	20	0	0
BD10	50	14	18	1	56	12	0	0
BE10	26	28	18	1	45	10	0	0
BF10	230	24	18	1	34	5	0	0
BA11	500	161	92	5	222	5	0	0
BB11	1	1	0	0	26	5	0	0
BC11	/	/	/	/	/	/	0	0
BD11	11	4	2	2	10	10	0	0
BE11	25	21	10	3	15	5	0	0
BF11	455	161	39	0	56	5	0	0
BA12	130	240	161	21	98	10	0	0
BB12	50	161	23	9	86	10	0	0
BC12	/	/	/	/	/	/	0	0
BD12	1000	161	23	9	103	10	0	0
BE12	200	240	161	21	68	20	0	0
BF12	980	240	92	21	300	10	0	0
BA1	1650	43	15	4	10	15	0	0
BB1	1400	93	23	9	20	20	0	0

BC1	2181	1100	240	9	140	60	0	0
BD1	1709	460	43	15	40	0	0	0
BE1	1836	93	43	15	14	5	0	0
BF1	1582	93	23	9	14	5	0	0
BA2	320	93	23	0	38	30	0	0
BB2	369	43	43	11	10	35	0	0
BC2	2000	/	/	/	/	/	0	0
BD2	252	93	93	0	56	15	0	0
BE2	357	15	9	4	2	20	0	0
BF2	341	15	9	4	0	12	0	0
BA3	45	20	4	0	10	20	0	0
BB3	20	0	4	0	8	20	0	0
BC3	48	3	7	4	7	10	0	0
BD3	39	11	4	4	14	10	0	0
BE3	183	7	4	0	2	20	0	0
BF3	66	64	9	4	2	0	0	0
BA4	1074	17	7	7	56	0	0	0
BB4	1406	21	10	10	22	30	0	0
BC4	1401	14	7	3	18	0	0	0
BD4	1712	32	32	32	408	10	0	0
BE4	1410	75	75	12	2	40	0	0
BF4	1568	73	17	12	8	30	0	0
BA5	231	68	23	22	40	60	0	0
BB5	288	588	67	36	11	54	0	0
BC5	101	115	43	13	7	88	0	0
BD5	78	143	70	57	18	60	0	0
BE5	95	244	24	20	38	43	0	0
BF5	73	243	25	19	34	20	0	0

Tableau 18: Moyenne annuelle et l'abondance relative de chaque groupe microbien

Paramètres	Moyenne annuelle UFC/100ml	Abondance relative %
GT non identifiés	33081	77%
GT identifiés	9619	23%
CT	46	0,48
CF	36	0,37
<i>Ecoli</i>	7	0,07
Entérocoques	37	0,38
Clostridium	85	0,88
Levure	101	1,05
Moisissures	375	3,9
Cyanobactéries	9000	93
GT	42700	

Tableau 19 : Résultats obtenus des Coliforme totaux, coliformes fécaux et *E.coli* à la surface et au fond du lac, par deux méthode d'analyse durant trois d'étude.

Méthode de filtration sur membrane

	CT/100m l	CF/100ml	<i>E.coli</i> /100ml
BA07	45	0	0
BA17	20	2	2
BB07	35	4	4
BB17	18	1	1
BC07	43	0	0
BC17	5	1	1
BD07	44	1	0
BD17	19	7	2
BE07	24	1	0
BE17	5	7	7
BF07	43	0	0
BF17	18	1	1
BA04	140	108	0
BA14	464	12	0
BB04	960	126	25
BB14	1120	4	1
BC04	1040	126	25
BC14	800	36	22
BD04	1600	400	32
BD14	2080	200	160
BE04	280	14	2
BE14	1600	12	5
BF04	880	108	0
BF14	1280	14	8
BA05	520	24	10
BA15	880	82	33
BB05	243	45	18
BB15	1040	95	95
BC05	640	65	52
BC15	1070	120	120
BD05	1040	50	20
BD15	820	40	40
BE05	612	36	29
BE15	940	50	30
BF05	192	60	36
BF15	350	65	39
Moy mon	580,8	53,25	22,78

Méthode de NPP

CT/100ml	CF/100ml	<i>E.coli</i> /100ml
45	0	0
20	2	2
35	4	4
18	1	1
43	0	0
5	1	1
44	1	0
19	7	2
24	1	0
5	7	7
43	0	0
18	1	1
3	0	0
14	7	7
14	7	7
7	3	7
7	7	3
7	0	0
9	9	9
23	23	23
11	11	3
64	64	9
3	3	3
64	14	9
15	7	4
120	39	39
75	14	7
1100	120	64
20	11	11
210	75	15
210	64	39
75	75	75
28	20	11
460	28	28
23	9	9
460	240	28
92,80	24,30	11,89

BA06= Boukourdane, Station A, niveau 0 (surface), mois de juin (6)

BA16= Boukourdane, Station A, niveau 1 (50cm du fond), mois de juin (6)

Tableau 20: Principaux caractères biochimiques différentiels entre les espèces des coliformes

Tests biochimiques	Lac	Gaz	H ₂ S	ONPG	Urée	Indole	TDA	ADH	Oxy	CS	Man.	Mob.	Gluc.	Sacc.	Sorb	Espèce microbienne
1	+	+	-	+	-	+	-	+	-	+	+	-	+	+	+	<i>E. coli</i>
2	+	+	-	+	+	-	-	+	-	+	+	+	+	+	-	<i>Citrobacter freundii</i>
3	/	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+	<i>Citrobacter amalonaticus</i>

Tableau 21 : Principaux caractères biochimiques différentiels entre les espèces des Entérocoques

Espèce	Forme cocci	Gram	Cat	ADH	Gluc	Man	VF	Sac
<i>Enterococcus faecalis</i>	+	+	-	+	+	+	AAF	+
<i>Enterococcus durans</i>	+	+	-	+	+	-	AAF	-

Table NPP

1 x 50 ml	5 x 10 ml	5 x 1ml	Nombre caractéristique	Limites de confiance	
				Inférieure	Supérieure
0	0	0	< 1		
0	0	1	1	< 0,5	4
0	0	2	2	< 0,5	6
0	1	0	1	< 0,5	4
0	1	1	2	< 0,5	6
0	1	2	3	< 0,5	8
0	2	0	2	< 0,5	6
0	2	1	3	< 0,5	8
0	2	2	4	< 0,5	11
0	3	0	3	< 0,5	8
0	3	1	5	< 0,5	13
0	4	0	5	< 0,5	13
1	0	0	1	< 0,5	4
1	0	1	3	< 0,5	8
1	0	2	4	< 0,5	11
1	0	3	6	< 0,5	15
1	1	0	3	< 0,5	8
1	1	1	5	< 0,5	13
1	1	2	7	1	17
1	1	3	9	2	21
1	2	0	5	< 0,5	13
1	2	1	7	1	17
1	2	2	10	3	23
1	2	3	12	3	28
1	3	0	8	2	19
1	3	1	11	3	26
1	3	2	14	4	34
1	3	3	18	5	53
1	3	4	21	6	66
1	4	0	13	4	31
1	4	1	17	5	47
1	4	2	22	7	59
1	4	3	28	9	85
1	4	4	35	12	100
1	4	5	43	15	120
1	5	0	24	8	75
1	5	1	35	12	100
1	5	2	54	18	140
1	5	3	92	27	220
1	5	4	160	39	450
1	5	5	> 180		

- **Calcule la densité des cyanobactéries**

La densité est calculée par la formule suivante :

$$\text{Nombre d'organismes dénombrés (N)} * \text{Nombre de champs} * 1000$$

$$D = \frac{\text{Nombre d'organismes dénombrés (N)} * \text{Nombre de champs} * 1000}{\text{nombre de champs prospectés (n)} * \text{Volume concentré}}$$

Avec :

Le nombre de champs = surface de chambre / la surface d'un champs

Pour 10 champs prospectés et 10ml d'échantillon concentré le facteur de conversion est égal à :

$$N \times n \times 1000 / 100 \quad (\text{ANRH, 2007}).$$

Facteur de conversion phytoplanktonique:

Surface d'un champ:

Avec l'objectif 40X et oculaire 10, le diamètre d'un champ égale 0.84 μm, donc la surface du champ égale πR^2

Avec :

$$R = 0.166\text{mm}$$

$$S = 1.636\text{mm}^2$$

La surface de la chambre d'Uthermohl :

Avec un objectif de 40X, et un oculaire 10, le diamètre d'un champs de vision égal à 0.332mm

Le diamètre de la chambre est de 26mm

$$\text{La surface de la chambre} = \pi R^2 = 3.14 \times 13^2 = 530.66\text{mm}^2$$

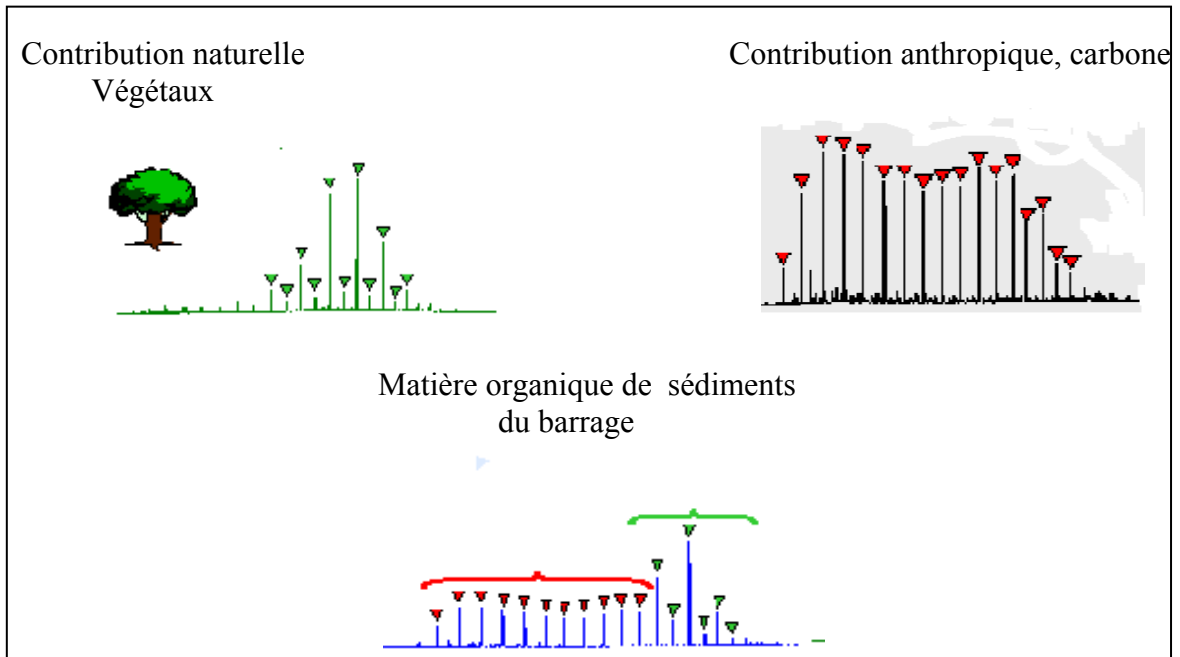
$$\begin{aligned} \text{Le nombre de champs dans la chambre} &= \text{la surface de la chambre} / \text{la surface d'un champ} \\ &= 530.66 / 1.636 \\ &= \mathbf{324.26} \end{aligned}$$

Pour 10 champs prospectés et 10ml d'échantillon concentré le facteur de conversion est égal à :

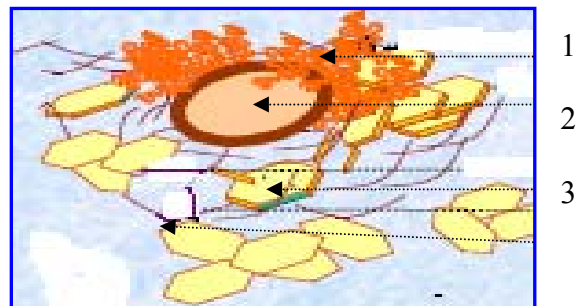
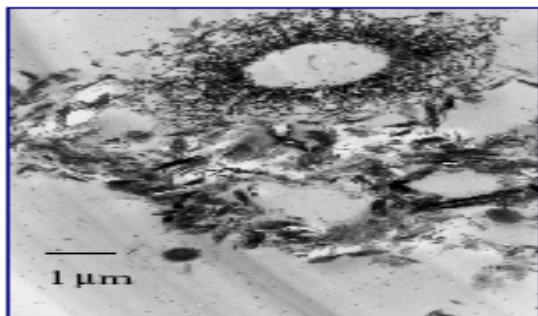
$$\text{Nombre d'organismes dénombrés (N)} * \text{Nombre de champs} * 1000$$

$$\text{Densité} = \frac{\text{Nombre d'organismes dénombrés (N)} * \text{Nombre de champs} * 1000}{\text{nombre de champs prospectés} \times \text{Volume concentré}}$$

$$\mathbf{\text{Densité} = 6.17 * 10^4 \text{N} / \text{l}}$$



Evaluer la partition des espèces chimiques polluantes entre les différents compartiments particulaire, colloïdal et dissous



Transmission de matières en suspension

1. Exopolymère, 2. Cellule bactérienne, 3. Matrice minérale, 4. Matrice organique

Figure 1. Mécanisme de transports de bactérie avec la matière organique

Composition des milieux

Slanetz et bartley

Composition type en g/l

Peptone de caséine	15g
Peptone de farine de soja	5g
Extrait de levure	5g
Glucose	2g
Azide de sodium	0,4g
Phosphate di potassique	4g
Agar	18g

pH final = 7,2 + 0,1, Stérilisation sous vapeur fluente (2 min à 100°C)

Milieu BEA (Gélose bile Esculine Azide)

Peptone de viande	10g
Citrate de fer ammoniacal	1g
Esculine	1g
Bile de bœuf	3g
Agar	18 g

pH final = 7,3, (15min à 121 °C)

Hektoen

Peptone pepsique de viande	15g
Extrait de viande	3g
Extrait de levure	3g
Lactose	12g
Salicine	2g
Saccharose	2g
Chlorure de sodium	5g
Sels biliaires	4g
Bleu de bromothymol	0,064g
Fuchsine acide	0,1g
Agar	18g

pH final = 7,4 + 0,2, (autoclave 20min à 120°C)

Gélose TSI

Peptone de viande	15g
Protéase de viande	3g
Gélose	1g
Saccharose	10g
Lactose	10g
Citrate de fer ammoniacal	0,3g
Chlorure de sodium	5g
Sodium thiosulfate	0,3g
Rouge de phénol	0,05g
Agar	18 g

pH final = 7,4 + 0,1 (15min à 121°C)

Eau peptonée alcaline (EPA)

Composition type en g/l

Protéase peptone	10
Peptone	10
Chlorure de sodium	5
pH final = 8,6, (Autoclaver à 121 °C pendant 15 min)	

Agar G.N.A.B

Peptone de viande	3g
Extrait de viande	5g
Chlorure de sodium	2g
Bile de bœuf desséchée	18g
pH final = 8,6, (15min à 121°C)	

Chapman mannité

Extrait de viande	3g
Extrait de levure	3g
Trypton	5g
Peptone bactériologique	10g
Chlorure de sodium	70g
Mannitol	10g
Rouge de phénol	0,0g5
Agar (manque de bouillon)	18g
pH final = 7,4 ± 0,1 (15min à 121°C)	

Milieu Endo

Peptone bactériologique	10g
Lactose	10g
Phosphate di potssique	3,5g
Fuchine basique	0,4g
Agar	18g
pH final= 7 . (15min à 121°C)	

Bouillon lactosé au pourpre de bromocresol BCPL

	BCPL D/C	BCPL S/C
Extrait de viande de bœuf	6 g	3 g
Peptone	10g	5g
Lactose	10g	5g
Pourpre de bromocresol	0,6 g	0,3g
Eau distillée	1000ml	1000ml
pH =6,7(15min à 121°C)		

Bouillon Schubert

Peptone	10g
Tryptone	10g
Acide glutamique	0,2g
Tryptophane	0,2g
Sulfate de magnésium	0,7g

Sulfate d'ammonium	0,4g
Citrate de sodium	0,5g
Chlorure de sodium	2g

Gélose lactosée au TTC et tergitol

Extrait de viande	5g
Peptone	10g
Extrait de levure	6g
Lactose	20g
Bleu de bromothymol	0,05g
Agar	20g
pH= 7,2-7,5 (15min à 121°C)	

Gélose à l'extrait de levure

Tryptone	6g
Extrait de levure déshydraté	3g
Agar	15g
Eau permutée	q.s.q. 1000ml
pH= 7,2 (20min à 121°C)	

PCA (Plant Count Agar)

Tryptone	5g
Extrait de levure	2,5g
Glucose	1g
Agar	15g
Eau permutée	q.s.q. 1000ml
pH= 7,2 (20min à 121°C)	

Eau physiologique

Chlorure de sodium	9g
Eau distillée	q.s.q.1000ml
pH final = 7 (15min à 121°C)	

Composition des réactifs

Réactif Kovacs

Composition type en g/l	
Paradiméthylamine-benzaldéhyde	5g
Alcool amylique	75g
Hcl pure	35g

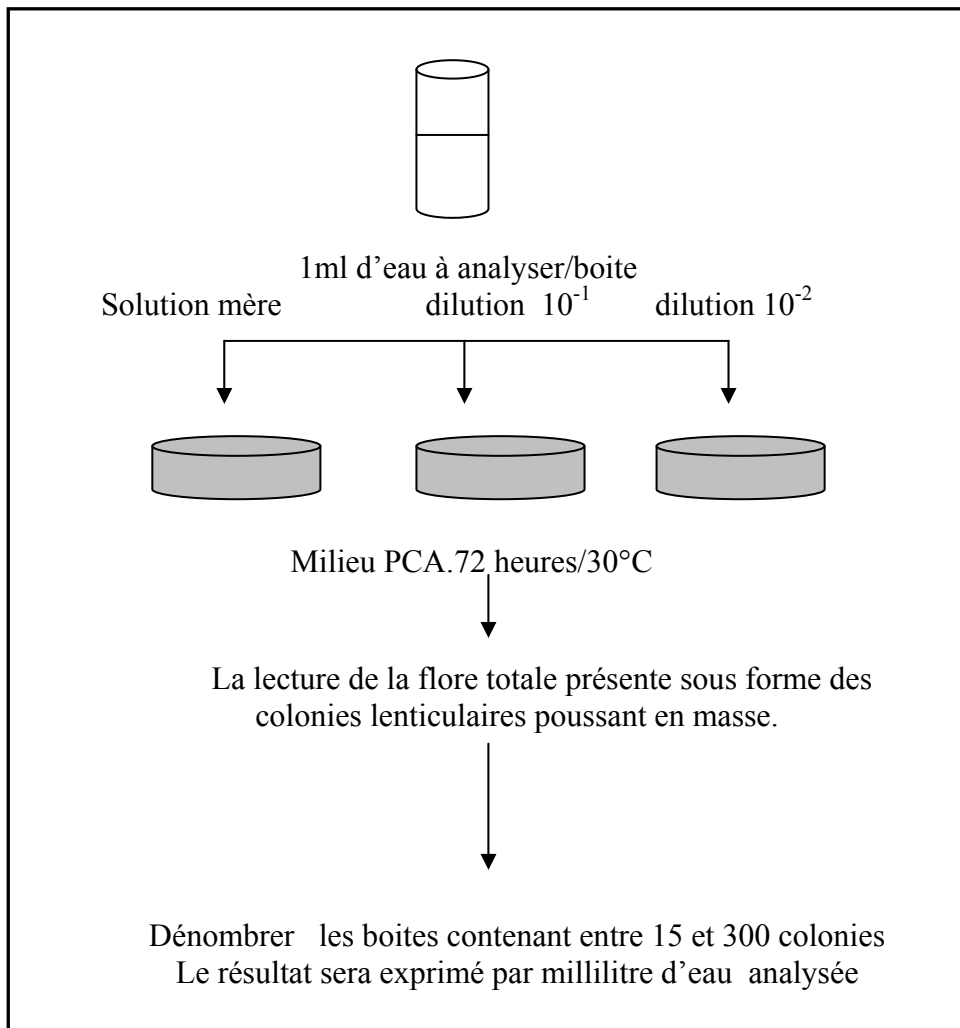


Figure 1 : Recherche et dénombrement des germes totaux

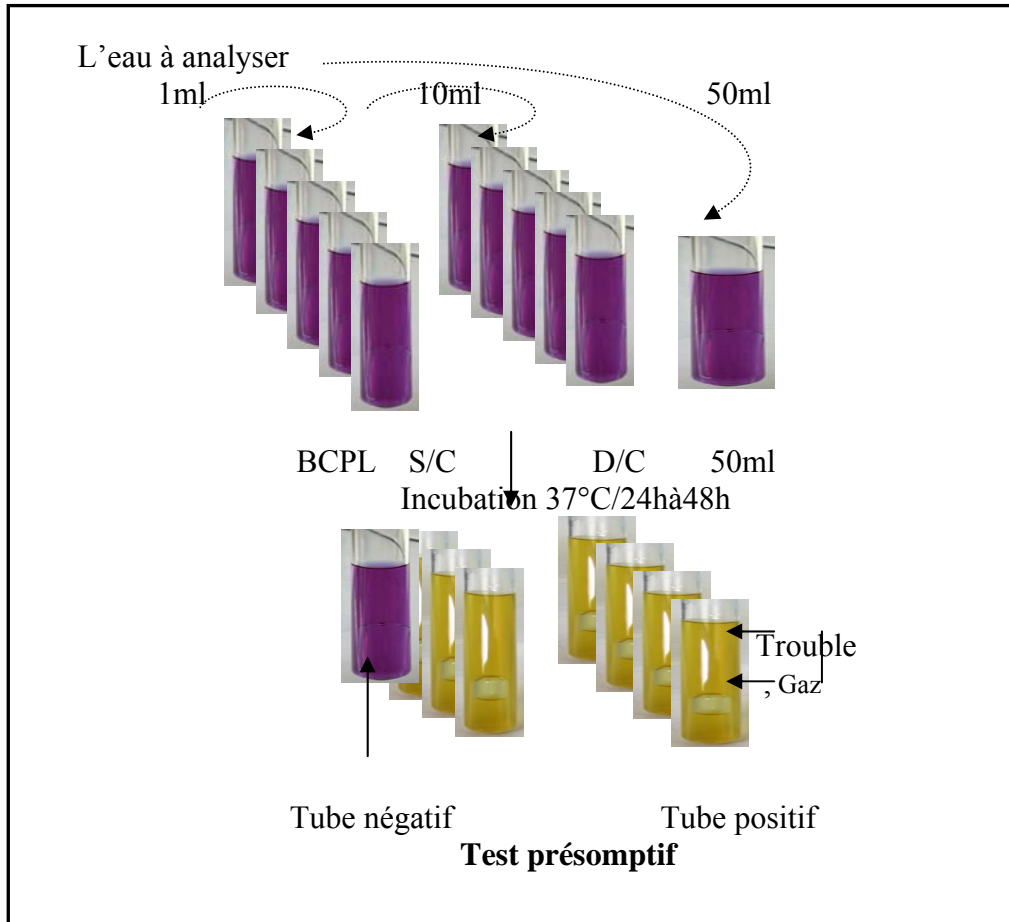


Figure 2 : Recherche et Dénombrement des Coliformes totaux par la méthode NPP (série de 5 tubes)

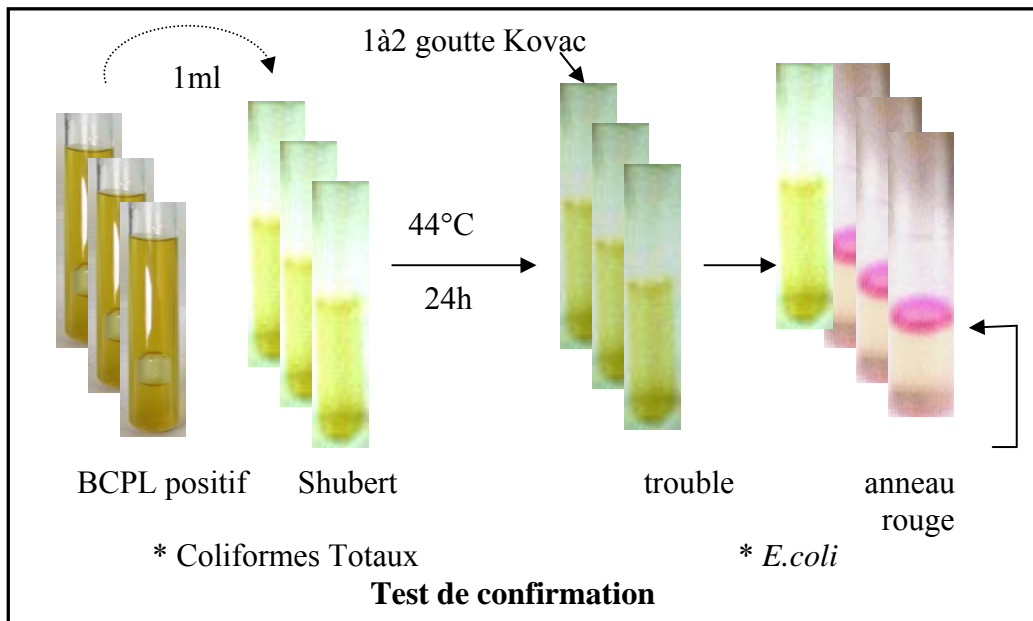
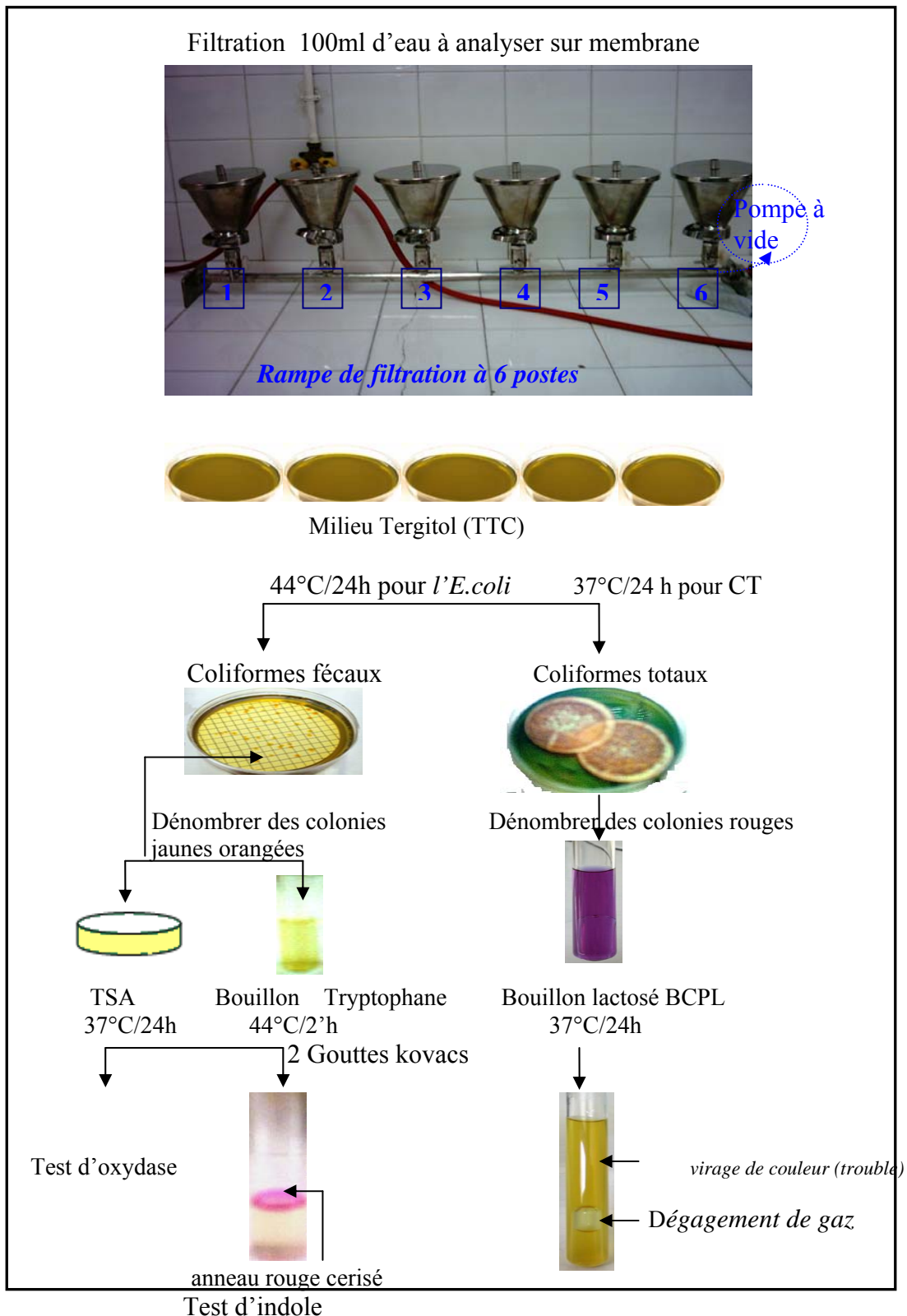


Figure 3 : Recherche et Dénombrement des coliformes fécaux et d' *Escherichia coli*



*Confirmation la présence d'*E. coli*

*Confirmation la présence CT

Figure 4: Recherche et dénombrement des Coliformes (CT, CF, *E.coli*) par filtration sur membrane

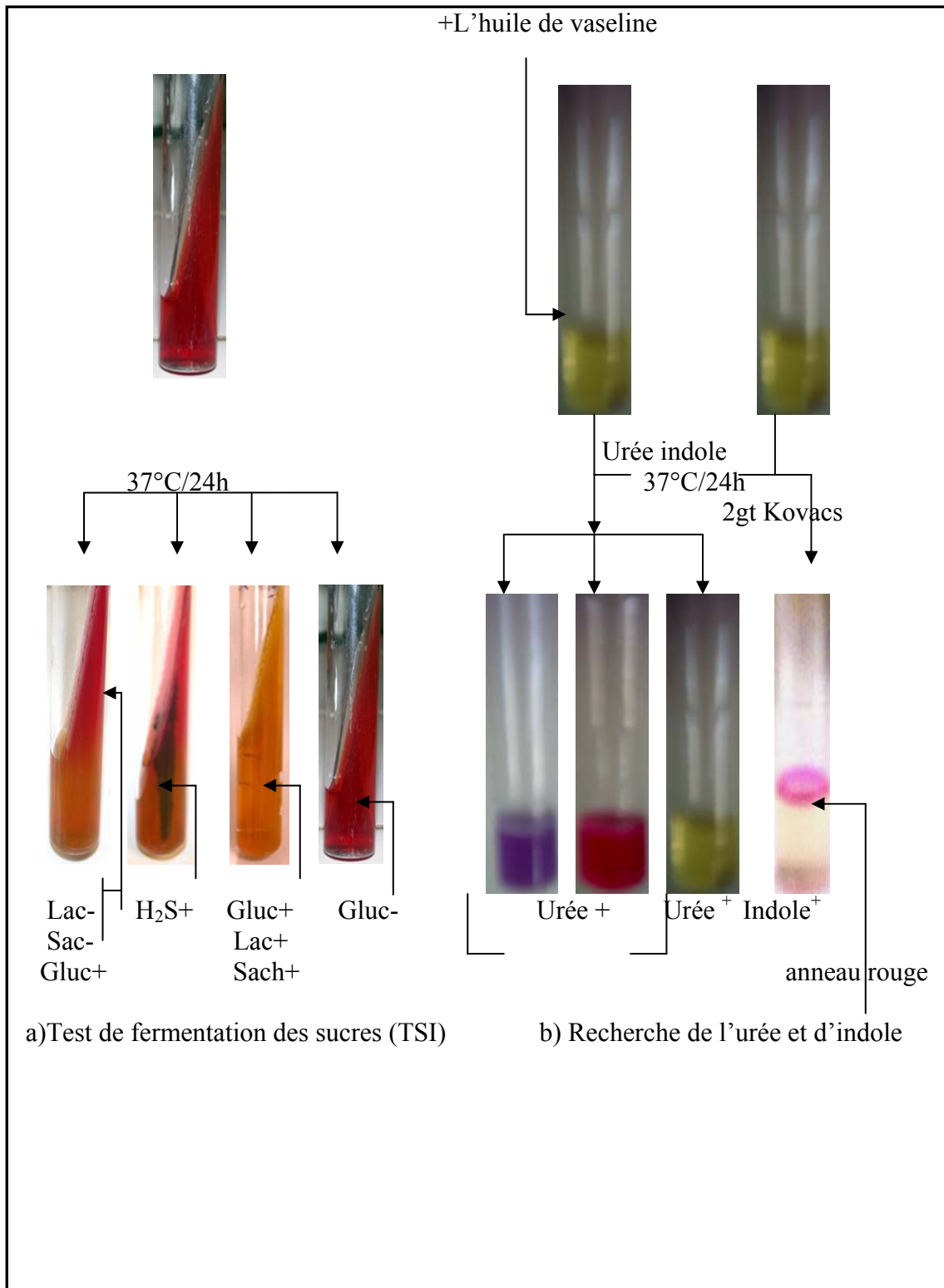


Figure5 : Test biochimiques d'indentifications, fermentation des sucres TSI (a) et recherche de l'urée et l'indole (b)

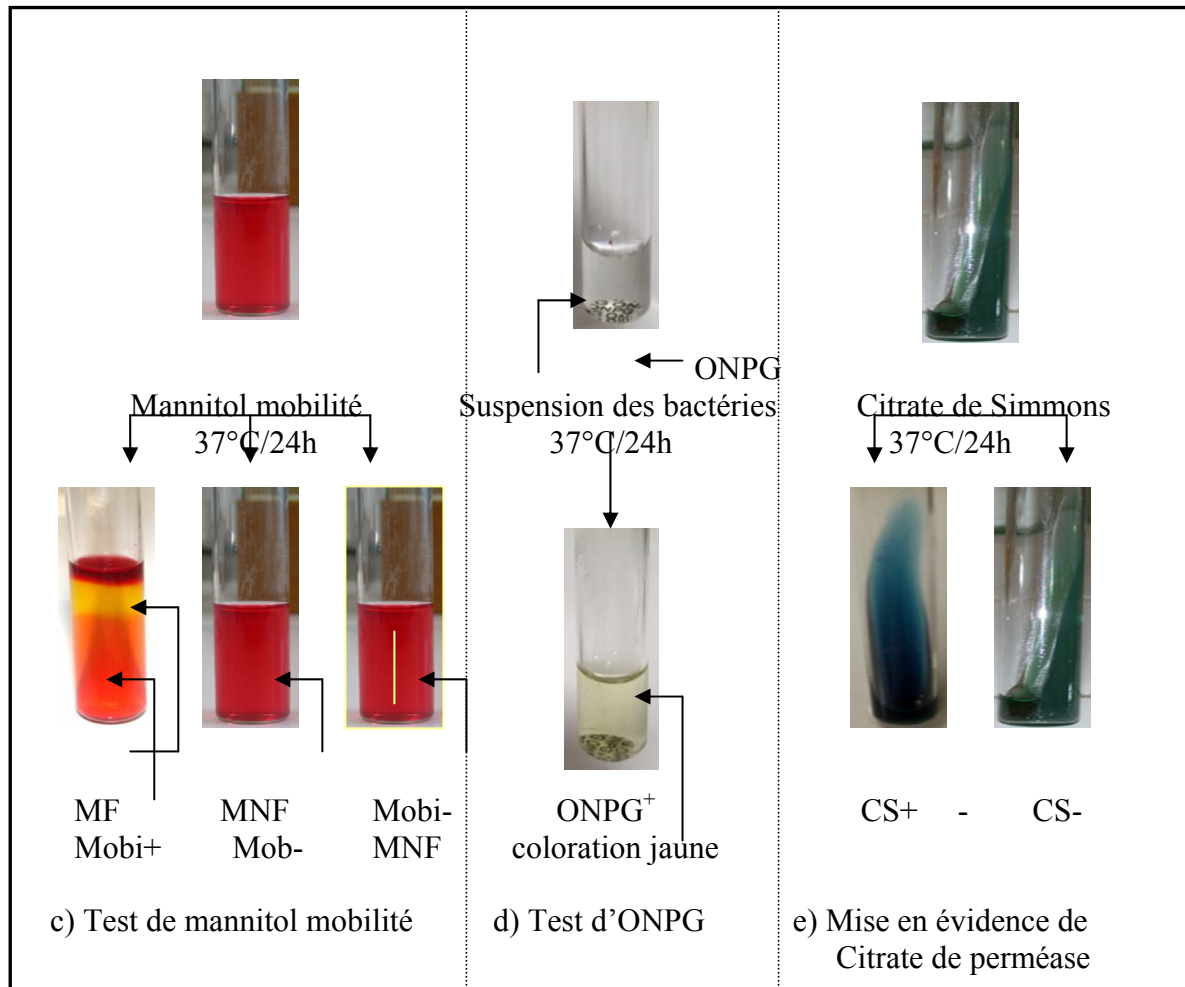


Figure 6 : Tests biochimiques pour l'identification des Coliformes; test de mannitol mobilité (e) test d'ONPG (d), et test de Citrates de Simmons (d)

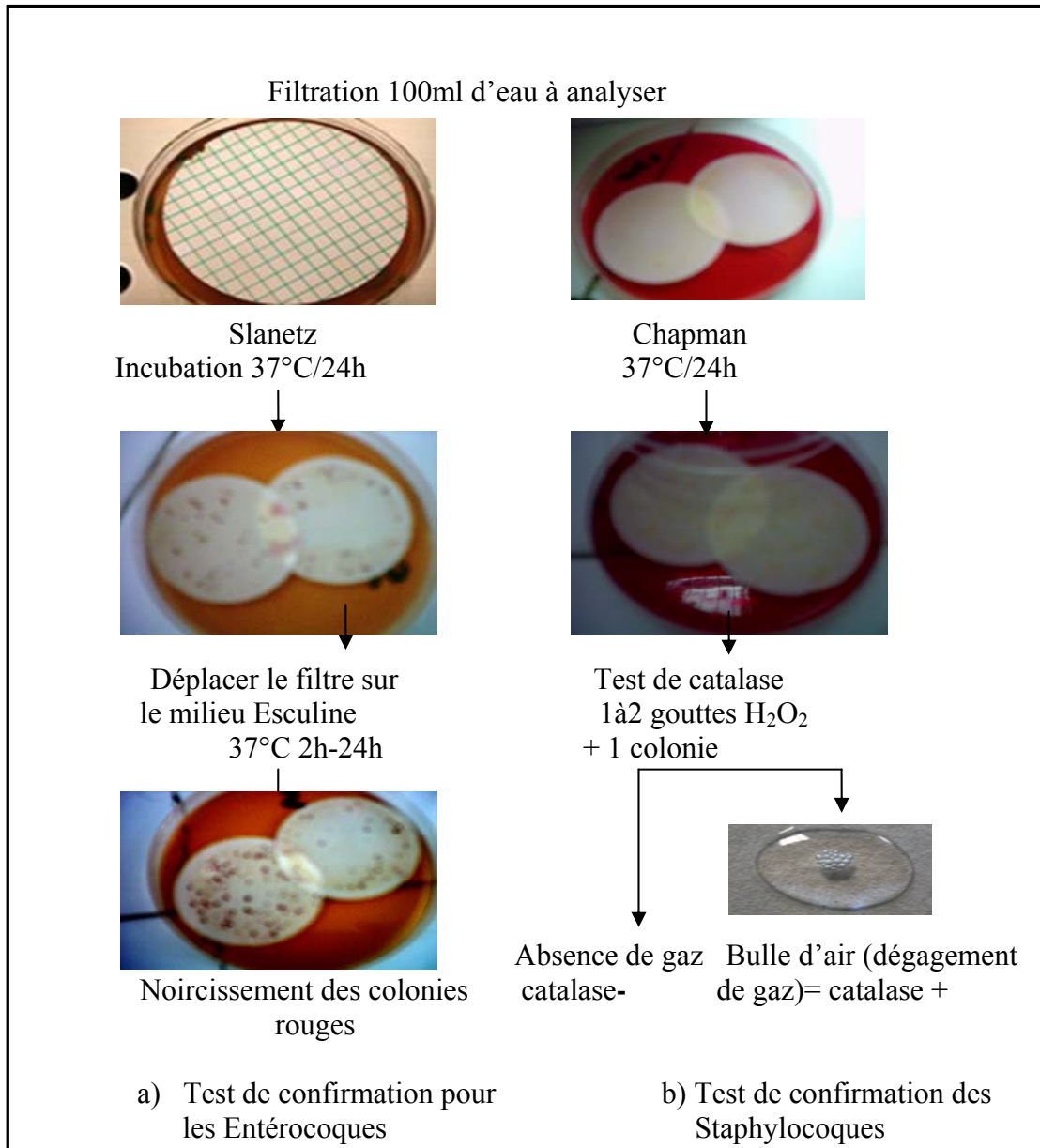


Figure 7 : Recherche et dénombrement des Entérocoques (a) et des Staphylocoques (b)

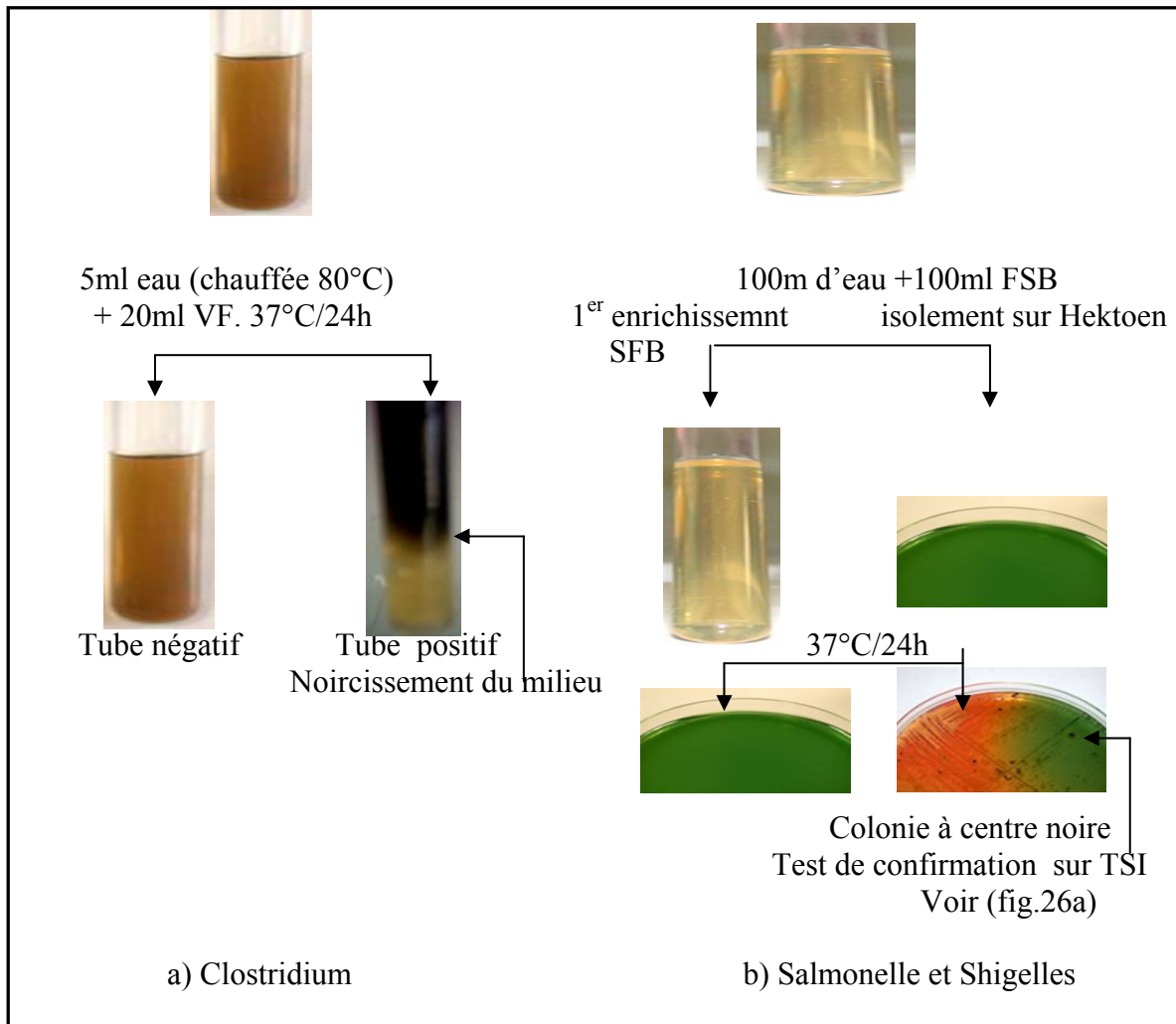


Figure 8 : Recherche et dénombrement des Clostridium (a), Salmonelle et Shigelle (b).

