

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITÉ DJILLALI LIABES DE SIDI BEL ABBES



FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DÉPARTEMENT DES SCIENCES DE L'ENVIRONNEMENT

Mémoire de Magister

Spécialité : Sciences de L'environnement.

Option : Pollution Et Ecosystèmes Aquatiques Durables.

Intitulé du thème :

*Etude du Zooplancton et de la qualité
Physico-chimique des eaux de la retenue
collinaire de Tessala (Wilaya Sidi Bel Abbés).*

Présenté par : **Mr. GHEZALI BILAL.**

Mémoire soutenue le :

Devant l'honorable jury composé de :

Président de jury : **Pr. BENYAHIA MOHAMED (UDL. SBA).**

Examineur : **Pr. AMAR YUCEF. (UDL. SBA).**

Examinatrice : **Dr. TOUMI FOUZIA. MCA. (UDL. SBA).**

Promoteur : **Pr. MOUEDDENE KADA. (UDL. SBA).**

Année universitaire 2015 - 2016



Remerciements :

Avant tout, nous remercions ALLAH, Dieu le Miséricordieux, l'Unique

Le puissant,Pour son guide et sa protection, pour la science qu'il nous a enseignée, pour la fois qu'il sème dans nos cœurs et pour miséricorde.

Je remercie infiniment ma mère pour leur assistance morale absolue.

Nous tenons à remercier particulièrement le professeur Pr : Mouedenne Kada qui a accepté de diriger ce travail. Leur conseils précieux ainsi que leur soutien moral et scientifique.

Qu'il soit assuré de ma profonde estime.

Mes vifs remerciements vont à le Professeur : Benyahia Mohamed, qui nous a fait l'honneur de présider le jury de ce mémoire et le Professeur Amar Youcef et

Docteur: Toumi Fouzia pour avoir bien voulu examiner ce travail.

Un grand merci pour Mr : Selouani Mustapha l'ingénieur d'état du laboratoire de microbiologie au niveau de la faculté SNV pour son aide morale et physique durant tous mon travail.

Je remercie Mr : Lazazi Abdel KADER, de leur facilitation de mes taches pratiques.

Nous tenons à remercier spécialement Mr : Mikamene Abdel Karim l'ingénieur d'état au niveau de laboratoire de chimie de l'ENIE qui nous ont lieu accueilli.

Je remercie aussi Mr : Mekhachef Abdel KADER ingénieur de la direction d'hydraulique unité SBA.

Sans oublier Melle : Asma Tamert pour leur contribution à la finalisation de ce travail.

Enfin, que tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire, puissent trouver ici, toute notre reconnaissance.



DEDICACES

¶ Je dédie ce modeste travail à l'âme de mon père, l'école de mon enfance, qui a été mon ombre durant toutes les années des études, et qui a veillé tout au long de ma vie à m'encourager, à me donner l'aide et à me protéger. Que dieu le COMPATISSANT le garde et le protège dans ces larges paradis.

¶ A celle qui m'a facilité la vie, le symbole de tendresse, qui s'est sacrifiée pour mon bonheur et ma réussite, à ma mère ...

¶ A mes chers frères Houari, Seif-Eddine.

¶ A mes adorables sœurs, Sanaa, Souâad.

¶ Et ma Petite Nièce Bassem et mon neveu Anes que je les aime beaucoup.

¶ A mes vrais amis.....

¶ A tous ceux qui me sont chères.

¶ A tous ceux qui m'aiment.

¶ A tous ceux que j'aime.

Je dédie ce travail.

Résumé :

L'étude des eaux de la retenue de Tessala comme toutes les eaux superficielles montrent une présence de zooplancton dans la couche épilimnique où il assure un statut trophique et une production secondaire dans le milieu.

L'activité de ces organismes est en relation étroite avec la qualité de l'eau et la nature de l'environnement environnant.

Cette dynamique du zooplancton de la surface de l'eau de la retenue de Tessala est étudiée mensuellement du mois de Mars 2015 à Novembre de la même année dans le but de suivre le comportement et la distribution de ces organismes en fonction de la qualité (biotique abiotique) de l'eau de la retenue.

Nous avons pu mettre en évidence trois (03) groupes zooplanctoniques (les copépodes, les rotifères et les ostracodes)

Numériquement, les Copépodes (*Microcyclops varicans rubellus*, Lilljeborg, 1901) (*Métacyclops Planus*, Guerne, 1909) dominent largement le peuplement avec **11747** individus figurés par **69,48 %** dans toutes les stations durant tous les prélèvements.

Les rotifères : *Asplanchna priodonta* (Gosse, 1850) et *Keratella Quadrata* (Muller, 1786) étaient classés en deuxième ordre avec **4899** individus et une dominance de **28,97 %**.

L'homogénéité physico-chimique a été observée à la fois spatialement et temporellement avec les analyses précédentes alors que l'évaluation physico-chimique des eaux de cette retenue nous permettons de ressortir une idée très réelle sur l'état de santé de cet écosystème aquatique.

Proportionnellement à d'autres travaux, la retenue collinaire de Tessala comporte une richesse spécifique de zooplancton.

Mots clés : Retenue collinaire – Zooplancton- Analyses physico-chimiques - Tessala.

ملخص :

إن دراسة مياه الخزان التلي تسالة مثل جميع المياه السطحية تظهر وجود العوالق الحيوانية المائية في الطبقة الايبي- ليمنيك أين تضمن وضعا غذائيا و انتاجا ثانويا في الوسط .

إن نشاط هذه الكائنات في علاقة متقاربة مع نوعية المياه و طبيعة البيئة المحيطة .

هذه الحركية للعالق الحيوانية المائية الخاصة بالمياه السطحية للخزان التلي المائي لتسالة قد تمت دراسته شهريا من مارس 2015 نوفمبر من نفس السنة لهدف متابعة سلوك و توزيع هذه الكائنات باحتساب نوعية المياه (الحية و اللاحية) لهذا الخزان.

لقد تمكنا من تبين ثلاثة (03) مجموعات من العوالق المائية الكوبيبودات، الروتيفيرات و الأستراكوات

رقميا الكوبيبودات (ميكروسيكلوبس فاركانس ريبيليس، ليلجيبورج 1901) (ميتا سيكلوبس بلانيس، غارني 1909) تهيمن بكثرة على التعداد الكلي ب 11747 فرد ممثلة بهيمنة 69.48 % في جميع المحطات على امتداد مراحل جمع العينات.

الروتيفيرات (أبلونشا بريودونتا . قوس 1850) (كيراتيلاكواتانا . مولر 1886) جاءت في المرتبة الثانية ب 4899 فردا ممثلة بهيمنة 28.97 %.

ان بتقييم نوعية المياه الفيزيو- كيميائية لهذا الخزان المائي الذي سمح لنا باستخراج فكرة جد حقيقية عن الحالة الصحية لهذا النظام البيئي المائي.

مقارنة مع دراسات اخرى نستطيع القول أن هذا الوسط المائي لتسالة يتوفر على ثروة نوعية من العوالق الحيوانية المائية.

الكلمات المفتاحية : الخزان المائي- العالق الحيوانية- التحليل الفيزيو-كيميائية - تسالة.

Abstract :

The study of the waters of the retaining Tessala as all surface waters show a presence of Zooplankton in epilimnic layer Where it ensures trophic status and secondary production in the environment.

The activity of these organizations is closely related to the water quality and the nature of the surrounding environment.

This zooplankton dynamics of the water surface of the Tessala reservoir is studied monthly from March 2015 to November of the same year in order to monitor the behavior and distribution of these organisms according to the quality (biotic And abiotic) of the water from the reservoir.

We were able to identify three (03) zooplankton groups (copepods, rotifers and ostracods)

Numerically, the Copepods (*Microcyclops varicans rubellus*, Lilljeborg, 1901) (*Asplanchna priodonta*, largely dominate the stand with 11747 individuals represented by 69.48% in all stations during all sampling.

The rotifers: *Asplanchna priodonta* (Gosse, 1850) and *Keratella Quadrata* (Muller, 1786) were ranked second order with 4899 individuals and a dominance of 28.97%.

Physicochemical homogeneity was observed both spatially and temporally with the preceding analyzes, whereas the physicochemical evaluation of the water of this reservoir allows us to come up with a very real idea about the state of health of this aquatic ecosystem.

Proportionally to other works, the Tessala hill reservoir contains a specific richness of zooplankton.

Keywords: hill reservoir - Zooplankton- Physicochemical analysis - Tessala.

TABLE DES MATIERES

Remerciements

Dédicaces

Résumés

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste d'abréviations

Introduction..... 01

Chapitre I : Synthèse bibliographique

I- Généralité sur l'eau..... 03

I-1 L'eau en Algérie..... 03

I-2 L'importance de l'eau..... 03

I-3 Les différentes sources d'eau..... 03

 I-3-a- Les eaux météoriques..... 03

 I-3-b- Les eaux de surface..... 03

 • Les eaux douces courantes ou lotiques..... 04

 • Les eaux douces dormantes ou lenticues..... 04

 I-3-c- Les eaux souterraines..... 04

II- Généralité sur la qualité de l'Eau..... 04

II-1 Notion d'eau brute..... 04

II-2 Notion d'eau potable..... 05

II-3 Critères de qualité..... 05

II-4 Paramètres de qualité..... 06

 II-4-a- Paramètres organoleptiques..... 06

 • Couleur..... 06

 • Odeur..... 06

• Goût, saveur, flaveur	06
II-4-b- Paramètres physiques	07
• Température T°C.....	07
• pH.....	07
• Matières en suspension (MES).....	07
• Turbidité	07
• Dureté ou titre hydrotimétrique (TH).....	08
II-4-c- Paramètres chimiques.....	08
• Calcium.....	08
• Cuivre.....	08
• Fer.....	09
• Magnésium.....	09
• Nitrate.....	09
• Nitrite.....	10
II-4-d- Paramètres biotiques	10
• DCO.....	10
• DBO5.....	10
III- Généralité sur les écosystèmes dulçaquicoles.....	11
II-1- Définition	11
II-2- Fonctionnement de l'écosystème dulçaquicole.....	11
IV - Généralités sur les communautés zooplanctoniques.....	12
IV -1- Définition	12
IV -2- Différents groupes de zooplancton	12
IV -3- Importance du zooplancton	13
IV -4- Les caractéristiques de certains groupes zooplanctoniques	13
IV-4-a- LES COPEPODES	13
• Définition	13
• Taxonomie.....	13
• Cycle de vie.....	14
IV-4-b- LES ROTIFERES	14
• Définition	14
• Taxonomie.....	15
• Cycle de vie.....	15
IV-4-c- OSTRACODES.....	16

• Définition	16
• Taxonomie.....	17
V- Généralité sur les retenues collinaires.....	19
V-1- Introduction	19
V-2- définition	19
V-3- Caractéristiques écologiques et environnementales des retenues collinaires.....	19
V-3-a- Environnement physique	19
V-3-b- Environnement biologique.....	19
V-3-c- Les facteurs écologiques environnementaux.....	20
• La température.....	20
• Le potentiel d'hydrogène (pH)	20
• les vents.....	21
• La lumière	21
• La matière en suspension	21
• La matière organique	21
• L'oxygène dissous	21
• La nature du substrat.....	21
VI- Généralités sur la pollution.....	
VI-1- Définition.....	22
VI-2- Origines de la pollution des eaux.....	22
VI-2-a- La pollution d'origine domestique.....	22
VI-2-b- La pollution d'origine agricole.....	22
VI-2-c- La pollution industrielle.....	22
VI-3- Types de pollution	23
VI-3-a- Pollution physique.....	23
VI-3-b- Pollution Chimique	23
• Sels minéraux dissous	23
- Les détergents	23
- Les pesticides	23
• Les hydrocarbures	23
VI-3-c- Pollution biologique (organique).....	23
VI-3-d- Pollution thermique	24

VI-3-e-Pollution radioactive des eaux	24
VI-3-f-Pollution microbienne	24
VI-4- Les conséquences de la pollution	25
VI-4-a- Conséquences sanitaire	25
VI-4-b- Conséquences écologiques	25
• Définition de L'eutrophisation	25
• Les causes de l'eutrophisation	26
• Les principales origines	26
• Le processus	26
• Les effets de l'eutrophisation	27
VI-4-c- Conséquences esthétiques	27
VI-4-d- Conséquences industrielles	27
VI-5- Comportement des polluants dans l'environnement	28
VI-5-a- Dispersion et circulation	28
VI-5-b-Dégradation, Biodégradation et persistance	28
• La biodégradation	28
• La persistance	28
VI-6- Les processus d'insertion des polluants dans les réseaux trophiques	29
VI-6-a- La biodisponibilité	29
VI-6-b- La Bioaccumulation	29
VI-6-c- La Bioconcentration	29
VI-6-d- La Bioamplification	29
VI-6-f- La Biotransformation	29
VII- Présentation de la zone d'étude	30
VII-1- Introduction	30
VII-2- Position géographique de la wilaya de Sidi Bel-Abbés	30
VII-3- La géologie	31
VII-4- Démographie	32

VII-5- Facteurs climatiques	32
VII-5-a- Températures	32
VII-5-b- Pluviométrie	33
VII-5-c- Evaporation	34
VII-6- Réseau hydrographique de la wilaya de sidi bel abbés	34

Chapitre II : Matériels Et Méthodes

I- Présentation de site d'étude	36
I-1- Cadre géographique	36
I-2- Localisation du site	36
I-3- Cadre géologique général	38
I-3-a- L'autochtone	38
• Quaternaire	38
• Pliocène	38
I-3-b- Allochtone	38
• Oligo-Miocène	38
• Sénonien	38
I-4- Caractéristiques principaux de la retenue collinaire de Tessala	38
II- Méthodologie	39
II-1- choix des stations	39
II-2- Méthodes de prélèvements	39
II-2-a- Prélèvements des zooplanctons	40
II-2-b- Prélèvements physico-chimie	41
-	
• Le mode de prélèvement	41
• Conservation	41

II-3- Les Analyses	41
II-3-a- Analyses physico-chimiques	41
II-3-a-1- Méthodes sensoriels	42
- Odeur et Saveur	42
II-3-a-2- Méthode colorimétrique	42
- Couleur	42
- Turbidité	42
- Nitrate (NO ₃)	42
- Nitrite (NO ₂)	43
- Cuivre (Cu)	43
- Fer (Fe)	43
- Matières En Suspension (MES)	43
II-3-a-3- Méthode volumétrique	44
- Dureté totale (Ca ⁺² , Mg ⁺²)	44
- Calcium (Ca ⁺²)	44
- Magnésium, Mg ⁺²	45
- DCO	45
- DBO ₅	45
• Traitement statistique (ACP)	46
II-3-b-Analyses Biologiques (Mode opératoires	46
II-3-b-1- Identification et dénombrement des espèces	46
II-3-b-2- Caractéristiques biologiques générales	46
• L'abondance	46
• La dominance	47

Chapitre III : Résultats Et Discussion

-I- Résultats et discussions des analyses physico-chimiques	48
I-1- Saveur et Odeur	48
I-2- Couleur	48
I-3- T°C	49
I-4- MES	50
I-5- Turbidité	51

I-6- pH	52
I-7- Dureté	53
I-8- Calcium	54
I-9- Cuivre	55
I-10- Fer	56
I-11- Magnésium	57
I-12- Nitrate	58
I-13- Nitrite	60
I-14- DBO5	61
I-15-DCO	62
- Traitement statistique	62
• Analyse des Composantes Principale (ACP)	63
II- Résultats et discussions des Analyses zooplanctoniques	64
II-1- Abondance et Dominance des groupes zooplanctoniques par chaque prélèvement	64
II-1-a- 1 ^{er} prélèvement	64
II-1-b- 2 ^{ème} prélèvement	67
II-1-c- 3 ^{ème} prélèvement	70
II-1-d- 4 ^{ème} prélèvement	73
II-1-e- 5 ^{ème} prélèvement	76
II-1-f- 6 ^{ème} prélèvement	78
II-1-g- 7 ^{ème} prélèvement	81
II-1-h- 8 ^{ème} prélèvement	84
II-1-i- 9 ^{ème} prélèvement	86
Conclusion générale	90
Bibliographie	92
Annexe.	

LISTE DES FIGURES :

Figure 1: la subdivision du zooplancton selon les stades de vie	12
Figure 2: Cycle de vie d'un copépode	14
Figure 3: Cycle reproducteur d'un Rotifère Monogononte	16
Figure 4: un Ostracode vivant G. Cypris	17
Figure 5: Comparaison entre deux milieux aquatiques l'un Oligotrophe et l'autre Eutrophe	27
Figure 6: illustration schématique du transfert des contaminants d'un compartiment à un autre	30
Figure 7 : Position géographique de la wilaya de Sidi Bel Abbés	31
Figure 8: fluctuation de la Température à SIDI BEL ABBES durant 2015	33
Figure 9: Fluctuation de la Précipitation à SIDI BEL ABBES durant 2015	33
Figure 10: localisation de la retenue de Tessala	37
Figure 11: localisation des stations sur le site d'étude	39
Figure 12: Trois types de filets à plancton : (A) Conique, (B) Cylindro-conique, (C) Conique à ouverture réduite	40
Figure 13: Histogramme des valeurs de la couleur de l'eau de la retenue de Tessala	49
Figure 14: Histogramme des valeurs de la TC° de l'eau de la retenue de Tessala	50
Figure 15: Histogramme des valeurs de la MES de l'eau de la retenue de Tessala	51
Figure 16: Histogramme des valeurs de la Turbidité de l'eau de la retenue de Tessala	52
Figure 17: Histogramme des valeurs de Ph de l'eau de la retenue de Tessala	53
Figure 18: Histogramme des valeurs de la DURETE de l'eau de la retenue de Tessala	54
Figure 19: Histogramme des valeurs de CALCIUM de l'eau de la retenue de Tessala	55
Figure 20: Histogramme des valeurs de CUIVRE de l'eau de la retenue de Tessala	56
Figure 21: Histogramme des valeurs de FER de l'eau de la retenue de Tessala	57
Figure 22: Histogramme des valeurs de la MAGNESIUM de l'eau de la retenue de Tessala	58
Figure 23: Histogramme des valeurs de la NITRATE de l'eau de la retenue de Tessala	59

Figure 24: Histogramme des valeurs de la NITRITE de l'eau de la retenue de Tessala.....	60
Figure 25: Histogramme des valeurs de la DBO5 de l'eau de la retenue de Tessala.....	61
Figure 26: Histogramme des valeurs de la DCO de l'eau de la retenue de Tessala.....	62
Figure 27: Projection des prélèvements sur le plan factoriel (1 x 2).....	63
Figure 28: histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 1 ^{er} prélèvement.....	65
Figure 29: histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 1 ^{er} prélèvement.....	65
Figure 30: Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 1 ^{er} prélèvement.....	66
Figure 31: histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 2 ^{ème} prélèvement.....	67
Figure 32: histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 2 ^{ème} prélèvement.....	68
Figure 33: Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 2 ^{ème} prélèvement.....	69
Figure 34 : histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 3 ^{ème} prélèvement.....	70
Figure 35 : histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 3 ^{ème} prélèvement.....	71
Figure 36: Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 3 ^{ème} prélèvement.....	71
Figure 37: histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 4 ^{ème} prélèvement.....	73
Figure 38: histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 4 ^{ème} prélèvement.....	73
Figure 39: Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 4 ^{ème} prélèvement.....	74
Figure 40: histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 5 ^{ème} prélèvement.....	76
Figure 41: histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 5 ^{ème} prélèvement.....	76

Figure 42: Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 5 ^{ème} prélèvement	77
Figure 43: histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 6 ^{ème} prélèvement	78
Figure 44: histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 6 ^{ème} prélèvement	79
Figure 45: Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différents stations du 6 ^{ème} prélèvement	80
Figure 46: histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 7 ^{ème} prélèvement	81
Figure 47: histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 7 ^{ème} prélèvement	82
Figure 48: Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 7 ^{ème} prélèvement	82
Figure 49: histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 8 ^{ème} prélèvement	84
Figure 50: histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 8 ^{ème} prélèvement	84
Figure 51: Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 8 ^{ème} prélèvement	85
Figure 52: histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 9 ^{ème} prélèvement	86
Figure 53: histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 9 ^{ème} prélèvement	87
Figure 54: Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 9 ^{ème} prélèvement	88

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 01 : Qualité de l'eau vis à vis de la dureté	08
Tableau 02 : Classification simplifiée des Ostracodes	18
Tableau 03 : Valeurs mensuelles des évaporations de la wilaya de Sidi Bel Abbés de l'année 2015	33
Tableau 04 : Caractéristiques principaux de la retenue collinaire de Tessala	38
Tableau 05 : Dates des prélèvements.	39
Tableau 06 : Valeurs de la couleur de l'eau de la retenue de Tessala	48
Tableau 07 : Température de l'eau de la retenue de Tessala	49
Tableau 08 : Teneur en MES dans l'eau de la retenue de Tessala	50
Tableau 09 : Valeurs de la turbidité de l'eau de la retenue de Tessala	51
Tableau 10 : Valeurs du pH de l'eau de la retenue de Tessala	52
Tableau 11 : Valeurs de la dureté de l'eau de la retenue de Tessala	53
Tableau 12 : Concentration de calcium dans l'eau de la retenue de Tessala	54
Tableau 13 : Teneur en cuivre de l'eau de la retenue de Tessala	55
Tableau 14 : Teneur en fer de l'eau de la retenue de Tessala.	56
Tableau 15 : Concentration de magnésium dans l'eau de la retenue de Tessala.	57
Tableau 16 : Valeurs du nitrate dans l'eau de la retenue de Tessala.	58
Tableau 17 : Teneur en nitrite dans l'eau de la retenue de Tessala	60
Tableau 18 : DBO5 dans l'eau de la retenue de Tessala	61
Tableau 19 : DCO dans l'eau de la retenue de Tessala	62
Tableau 20 : Les taux moyens des paramètres physico-chimiques des prélèvements	63
Tableau 21 : Abondance des différents groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 1 ^{er} prélèvement	64
Tableau 22 : d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 1 ^{er} prélèvement	65
Tableau 23 : Dominance des groupes zoologiques du plancton du 1 ^{er} prélèvement	66
Tableau 24 : Abondance des différents groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 2 ^{ème} prélèvement	67

Tableau 25 : d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 2 ^{ème} prélèvement.....	68
Tableau 26 : Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 2 ^{ème} prélèvement.....	68
Tableau 27 : Abondance des différents groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 3 ^{ème} prélèvement.....	70
Tableau 28 : d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 3 ^{ème} prélèvement.....	70
Tableau 29 : Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 3 ^{ème} prélèvement.....	71
Tableau 30 : Abondance des différents groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 4 ^{ème} prélèvement.....	72
Tableau 31 : Abondance des groupes zoologiques du plancton des stations du 4 ^{ème} prélèvement.....	73
Tableau 32 : Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 4 ^{ème} prélèvement.....	74
Tableau 33 : Abondance des différents groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 5 ^{ème} prélèvement.....	75
Tableau 34 : d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 5 ^{ème} prélèvement.....	76
Tableau 35 : Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 5 ^{ème} prélèvement.....	77
Tableau 36 : Abondance des différents groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 6 ^{ème} prélèvement.....	78
Tableau 37 : d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 6 ^{ème} prélèvement.....	79
Tableau 38 : Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 6 ^{ème} prélèvement.....	79
Tableau 39 : Abondance des différents groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 7 ^{ème} prélèvement.....	81
Tableau 40 : d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 7 ^{ème} prélèvement.....	81
Tableau 41 : Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 7 ^{ème} prélèvement.....	82
Tableau 42 : Abondance des différents groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 8 ^{ème} prélèvement.....	83
Tableau 43 : d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 8 ^{ème} prélèvement.....	84
Tableau 44 : Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 8 ^{ème} prélèvement.....	85
Tableau 45 : d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 9 ^{ème} prélèvement.....	86

Tableau 46: Abondance des différents groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 9^{ème} prélèvement..... 87

Tableau 47: Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 9^{ème} prélèvement..... 87

LISTE D'ABREVIATION :

Ab : Abondance.

ANRH : Agence Nationale des Ressources Hydriques.

D_s : Dominance.

DBO₅ : Demande Biochimique en Oxygène en cinq jours.

DCO : Demande Chimique en Oxygène.

UAC : unité de couleur apparente.

NTU : Nitrozone Turbidity Unity.

OMS : Organisation Mondiale de la Santé.

pH : Potentiel hydrogène.

PPM : Partie par million.

°C : Degré Celsius.

µm : Micromètre.

µS/cm : Micro Siemens par Centimètre.

ind : individus.

Moy : Moyenne.

INTRODUCTION

Introduction

L'eau est une ressource indispensable à la vie. Elle mérite une attention toute particulière, vu qu'elle est très altérée et sérieusement menacée par les activités humaines. En effet, la croissance démographique accompagnée d'une urbanisation rapide qui cause de nombreuses perturbations pour les milieux naturels (Mc Kinney, 2002).

Les ressources en eau proviennent des eaux de surface et des eaux souterraines renouvelables et non renouvelables. En Algérie, l'exploitation de ces ressources est très intense avec les besoins grandissants liés à l'essor démographique et le développement accéléré des activités économiques, notamment l'agriculture en irrigué et l'industrie. Mais pour une bonne gestion, la connaissance de ces ressources en eau et de leur qualité est une condition nécessaire. (Harrat *et al*, 2010).

L'industrialisation, l'utilisation non rationnelle des engrais et pesticides et le manque de sensibilisation de la population envers la protection de l'environnement, conduisent autant à un déséquilibre de l'écosystème et génèrent des éléments polluants qui peuvent affecter la qualité physico-chimique et biologique des milieux aquatiques récepteurs (Mullis *et al*, 1997)

L'eau est donc indispensable à la vie, non seulement des populations humaines, mais aussi de l'immense majorité des espèces vivantes. Le peuplement faunistique d'un hydrosystème est constamment soumis à la variabilité des paramètres du milieu et de son environnement. Il en résulte que les espèces dominantes sont celle présentant les caractéristiques biologiques et les référendums écologiques les plus appropriés aux différents types d'habitats de la mosaïque fluviale. (Lacroix et Danger, 2008).

Le zooplancton est reconnu comme un bon indicateur biologique des perturbations environnementales affecte la qualité et le fonctionnement des écosystèmes lacustres (Attayade et Bozelli, 1998).

Il joue un rôle déterminant dans les réseaux trophiques aquatiques. En effet, source de nourriture importante pour les poissons et les invertébrés prédateurs, il broute lui-même intensément les algues, les bactéries, les protozoaires (Balvay, 1990).

Plus de 60 % de la production primaire en milieu lacustre peut ainsi être transférée aux alevins de poissons via la seule activité herbivore des espèces zooplanctoniques (Haberman, 1998).

L'étude de ces organismes, qui constituent des communautés biologiques très diversifiées (Shiel, 1995), est donc nécessaire à l'établissement des modèles de fonctionnement des systèmes aquatiques, en vue notamment de la gestion des ressources halieutiques (Lacroix et Danger, 2008)

On peut supposer qu'en raison de l'hétérogénéité spatiale des conditions (température, nourriture, lumière...) dans lesquelles se déroulent la compétition entre les espèces qui le composent, le zooplancton intervient différemment sur les bilans de matière et d'énergie. L'une des premières démarches pour tester cette hypothèse consiste à inventorier les espèces présentes et à étudier leur dynamique spatiale et temporelle (R. Arfi et G. Patriti, 1987).

INTRODUCTION

Plusieurs limnologues ont traité ce sujet et nous citerons parmi les plus anciens travaux ceux de Gauthier (1928,1934) ; Dussart (1967, 1969) ; Seurat (1977) (Systématique des Crustacés Copépodes), Pourriot (1982) ; Kiffer (1952) (Systématique des Rotifères). Des publications récentes ont été faites par : Balvay (1984, 1990) ; Dumont (1977) (Copépodes), Laurent (1990, 1991) ; De Ridder (1990) pour les Rotifères. Mais ces travaux se sont surtout orientés vers la zone pélagique. Rare est la documentation consacrée à la zone littorale (Stemberger) (1977), rappelons que la zone littorale est l'interface entre la terre fermée et l'eau libre d'un lac (Balvay, 1980), elle est sans doute l'un des milieux biologiques les plus attrayants pour la naturaliste (Boudiffa, 1993), surtout ce qui concerne la région ouest d'Algérie très particulièrement la Wilaya de Sidi Bel Abbés (Bouzidi *et al.*, 2010).

Pour cela nous avons et pour la première fois faire un inventaire faunistiques des différentes espèces zooplanctoniques existantes dans la retenue collinaire de Tessala dont on a choisi pour pouvoir faire une évaluation de la santé de cet écosystème aquatique et simultanément exécuter des analyses Physico-chimiques de ses eaux superficielles littorales pour donner une idée très précise de leur état environnementale .

La retenue de Tessala est un réservoir d'eau destiné à l'irrigation des terres agricoles avoisinantes. En période pluvieuse, cette retenue est menacée par le lessivage des terres agricoles, donc elle est soumise à une pollution chimique.

Alors on a réalisé 9 prélèvements avec une fréquence mensuelle et récolter plus de 72 échantillons pour faire des analyses physico-chimiques et faunistiques entre la période de Mars 2015 jusqu'à Novembre 2015.

I- Généralité sur l'eau :

I-1 L'eau en Algérie :

En Algérie, l'eau est une ressource de plus en plus précieuse. La concurrence que se livrent l'agriculture, l'industrie et l'A.E.P pour avoir accès à des disponibilités limitées en eau grève d'ores et déjà les efforts de développement de nombreux pays. La pluviométrie moyenne annuelle en Algérie du nord est évaluée entre 95 et 100 109 m³. Plus de 80 109 m³ s'évaporent, 3 109 m³ s'infiltrent et 12.5 109 s'écoulent dans les cours d'eau. Dans l'Algérie du nord, l'apport principal vient du ruissellement. Les eaux de surface sont stockées dans les barrages. (Remini B. 2010).

I-2 L'importance de l'eau :

L'eau revêt de nombreux aspects importants dans la vie. Elle est nécessaire et constitue un moyen important dans différents domaines. En l'industrie l'eau a de multiples fonctions, par exemple celle de fluide de refroidissement, ou bien utilisé comme un solvant de substance primaire dans un milieu réactionnel. L'eau est utilisée aussi comme moyen d'alimentation et d'évacuation (par exemple des substances polluantes sont transportées). Les nappes phréatiques constituent le réservoir régulateur de chaleur important pour l'atmosphère. (Bliefert et Perraud, 2001).

L'eau joue un rôle très important dans la photosynthèse, qui est, sur terre, la réaction chimique de transformation de l'énergie la plus importante ; c'est aussi la réaction, qui transforme le plus grand nombre de substances. Dans cette réaction qui est essentiellement à la base de la vie, l'eau réagit avec le gaz carbonique dans les plantes vertes en présence de la lumière (Bliefert et Perraud, 2001).

I-3 Les différentes sources d'eau :

I-3-a- Les eaux météoriques :

Elles sont alimentées par les précipitations (pluie, grêle, neige, brouillards) annuelles, de bonne qualité pour l'alimentation humaine, importantes pour le renouvellement des nappes, saturées en gaz dissous de l'atmosphère (azote, oxygène, gaz carbonique...), et ne contiennent aucun sel dissout. Actuellement elles peuvent renfermer des gaz anormalement présents dans l'atmosphère et provenant du secteur industriel et du transport (oxydes d'azote, oxydes de soufre...). (Guerree, 1978).

I-3-b- Les eaux de surface :

Eau qui coule, ou qui stagne à la surface du sol. Elles sont généralement riches en gaz dissous, en matière en suspension et organique, ainsi qu'en plancton. Elles sont très sensibles à la pollution minérale et organique de type nitrite et pesticide d'origine agricole (Cardot, 1999).

Elles comprennent :

- **Les eaux douces courantes ou lotiques :**

On désigne par cours d'eau tout chenal superficiel ou souterrain dans lequel s'écoule un flux d'eau continu ou temporaire. Les eaux courantes représentent des milieux généralement bien pourvus en éléments nutritifs et bien oxygénés et leur composition ionique varie beaucoup en fonction de la nature du substrat géologique (Ramade, 1998).

- **Les eaux douces dormantes ou lenticques :**

Dans cette catégorie on trouve les eaux qui désignent un ensemble d'écosystèmes aquatiques généralement d'eau douce, occupant le fond d'une dépression ou d'un bassin géologique sans communication directe avec la mer. Les lacs sont caractérisés par des eaux calmes avec l'absence des courants gravitaire et donc d'un renouvellement lent, d'où l'appellation des eaux lenticques (Ramade, 2002).

Les écosystèmes lenticques sont définis comme « des étendues d'eau libre stagnante comblant une dépression naturelle ou artificielle des continents, n'ayant pas de contact direct avec les océans » (Meybeck, 1995).

I-3-c- Les eaux souterraines :

Eaux qui est retenue et qui peut être récupérée, au sein d'une formation souterraine. Elles constituent 22% des réserves d'eau douce et sont constituées généralement d'excellente qualité physico-chimique et bactériologique (Cardot, 1999).

II-Généralité sur la Qualité de l'Eau

II-1- Notion d'eau brute :

L'eau brute désigne l'eau qui n'a subi aucun traitement et qui peut alimenter une station de production d'eau potable. A l'état naturel, les eaux brutes contiennent, d'une part, des matières dissoutes provenant des milieux géographiques traversés (Arsenic, chlorures, etc...), des gaz dissous provenant de l'atmosphère (CO₂, O₂, etc...) et des matières en suspension provenant du ruissellement (argile, qui forment une éponge sur laquelle viennent se fixer des bactéries), d'autre part des organismes vivants et des matières organiques provenant de la décomposition des végétaux. Des pollutions d'origine anthropique (bactérie, virus pathogènes, produits toxiques ou simplement indésirables) peuvent être également présentes dans l'eau brute. (ADE, 2001).

L'eau est une matière première qui doit être contrôlée, transformée, élaborée, transportée et distribuée. Les réservoirs de stockage, les stations de traitement, ainsi que le réseau de transport ou de distribution peuvent aussi être la source de contamination et de problèmes de qualité. Au terme de son parcours, l'eau consommée au robinet doit toujours être propre à la consommation (Apfelbaum, 1995).

II-2- Notion d'eau potable :

Selon le **code des eaux (1996)**, les eaux distribuées par les collectivités publiques doivent être conformes aux normes de qualité et ne pas constituer un danger pour la santé des personnes.

Lorsque la norme de qualité est dépassée, l'eau est déclarée non-conforme.

En cas de dépassement, compte tenu des sécurités prises, le consommateur n'est pas exposé à un danger mortel et immédiat.

« Non-conforme » a un sens différent de « non potable », même si les deux expressions sont souvent employées l'une pour l'autre.

Les textes réglementaires n'utilisent jamais l'expression « eau potable » dans des cas heureusement très rares, une eau conforme aux normes peut être non potable. Une contamination non décelable ou dont la recherche n'est pas obligatoire, pourrait en être la cause, mais le risque reste très faible. Les normes de qualité sont fixées par le code de la santé publique. Elles sont spécifiques pour chaque type d'eau : eau brute, eaux conditionnées (eau de source, eau minérales), eau distribuées en vue de la consommation humaine.

Pour être bue avec plaisir, l'eau doit être fraîche, claire, inodore et sans mauvais goût, il lui faut contenir un minimum de sels minéraux et les oligo-éléments sont indispensables au bon fonctionnement de l'organisme humain. Pour ne pas porter atteinte à la santé, l'eau doit respecter des critères qui ne peuvent pas être évalués par nos sens. Des analyses bactériologiques, physiologiques et l'établissement de normes sont nécessaires (Bordet, 2007).

II-3- Critères de qualité :

Un paramètre organoleptique devient un critère (limite, référence ou valeur guide) à partir du moment où une norme a été fixée.

Le paramètre « sulfate » est un critère de qualité, il dispose de plusieurs normes :

✓ Une référence de qualité pour les eaux destinées à la consommation en sulfate qui doit être inférieure à 250 mg/l.

✓ Une limite de qualité pour les eaux brutes utilisées pour la production d'eau destinée à la consommation humaine qui est fixée à 250 mg/l.

✓ Une valeur guide, pour l'usage d'eau douce superficielle, de 150 mg/l.

La norme fixe pour chacun des paramètres retenus comme critère est une valeur chiffrée qui définit, à un moment donné, un niveau de risque acceptable pour une population donnée, donc un maximum à ne pas dépasser, un minimum ou une fourchette (Monnier *et al*, 1980).

II-4- Paramètres de qualité :**II-4-a- Paramètres organoleptiques :**

Ces différents caractères doivent être appréciés au moment du prélèvement : certaines odeurs peuvent, par exemple, disparaître pendant le transport, ou l'aspect de l'échantillon se modifier au cours du stockage (apparition d'une coloration, de précipités, etc.).

• Couleur :

La coloration d'une eau est dite vraie ou réelle lorsqu'elle est due aux seules substances dissoutes, c'est-à-dire passant à travers un filtre de porosité égale à 0,45 µm. Elle est dite apparente quand les substances en suspension y ajoutent leur propre coloration. Les couleurs réelle et apparente sont approximativement identiques dans l'eau claire et les eaux de faible turbidité. (J.Rodier et *coll.*, 2009).

• Odeur :

Une eau destinée à l'alimentation doit être inodore. En effet, toute odeur est un signe de pollution ou de la présence de matières organiques en décomposition. Ces substances sont en général en quantité si minime qu'elles ne peuvent être mises en évidence par les méthodes d'analyse ordinaire. Le sens olfactif peut seul, parfois, les déceler.

L'odeur peut être définie comme :

a) l'ensemble des sensations perçues par l'organe olfactif en flairant certaines substances volatiles ;

b) la qualité de cette sensation particulière provoquée par chacune de ces substances. (J.Rodier et *coll.*, 2009).

• Goût, saveur et flaveur :

Le goût peut être défini comme :

– l'ensemble des sensations gustatives, olfactives et de sensibilité chimique commune perçue lorsque l'aliment ou la boisson est dans la bouche ;

– la propriété des produits provoquant ces sensations. (Rodier et *al.*, 2009).

La saveur peut être définie comme :

– l'ensemble des sensations perçues à la suite de la stimulation, par certaines substances solubles des bourgeons gustatifs,

– la qualité de cette sensation particulière provoquée par ces substances. (Rodier et *al.*, 2009).

Le « seuil d'apparition de goût », ou seuil de flaveur, correspond, pour un dégustateur donné, à la limite de perception de ce goût, la dilution précédente (plus diluée) n'ayant pas de goût particulier. Si ce seuil est atteint pour V_1 ml d'eau testée + V_2 ml d'eau de référence, le seuil d'apparition de goût est par convention :

$$S = \frac{V_1 + V_2}{V_1}$$

La flaveur peut être définie comme :

– l'ensemble des sensations perçues par l'organe olfactif, les bourgeons gustatifs et la cavité buccale auxquelles peuvent s'ajouter des sensations thermiques, tactiles, chimiques, kinésiques, douloureuses, etc. (Rodier *et al.*, 2009).

V-4-b- Paramètres physiques

- **Température T°C :**

C'est une caractéristique physique importante, elle joue un rôle dans la solubilité des sels et surtout des gaz dans la détermination du pH pour la connaissance de l'origine de l'eau des mélanges éventuels. Sa mesure est nécessaire pour accéder à la détermination du champ de densité et des courants.

D'une façon générale, la température des eaux superficielles est influencée par la température de l'air et ceci d'autant plus que leur origine est moins profond (Rodier., 1997).

- **pH :**

Le pH ou le potentiel d'hydrogène est le logarithme décimal de l'inverse de sa concentration en ions d'hydrogène (H⁺), il est inférieur ou supérieur à 7 suivant que l'eau est acide ou basique. Il n'a pas de la signification hygiénique mais il représente une notion importante de la détermination de l'agressivité de l'eau et la précipitation des éléments dissous (OMS, 1998).

- **Matières en suspension :**

Les particules sont toujours présentes dans les eaux naturelles, en général, et dans les eaux superficielles, en particulier. Ce sont des particules d'origine minérale, organique ou biologique. Leurs tailles sont comprises entre quelques centièmes de micromètres et quelques millimètres.

On appelle « colloïdes » ou « particules colloïdales », les particules en suspension dont la taille s'étend de quelque 0,01 µm à quelques µm. Celles dont la taille est plus importante sont plutôt appelées « matières en suspension ». Des teneurs élevés peuvent empêcher la pénétration de la lumière, diminuer l'oxygène dissous et limiter alors le développement de la vie aquatique. (J .Rodier, et *coll*, 2009).

- **Turbidité :**

La turbidité d'une eau est due à la présence des particules en suspension, notamment colloïdales : argiles, limons, grains de silice, matières organiques, etc. L'appréciation de l'abondance de ces particules mesure son degré de turbidité. Celui-ci sera d'autant plus faible que le traitement de l'eau aura été plus efficace. (J .Rodier, et *coll*, 2009).

- **Dureté ou titre hydrotimétrique (TH) :**

La dureté ou titre hydrotimétrique d'une eau correspond à la somme des concentrations en cations métalliques à l'exception de ceux des métaux alcalins et de l'ion hydrogène. Dans la plupart des cas la dureté est surtout due aux ions calcium et magnésium auxquels s'ajoutent quelquefois les ions fer, aluminium, manganèse, strontium. (J .Rodier, et *coll*, 2009).

Tableau 01: qualité de l'eau en fonction de la dureté (Bermond et *al.*, 1973) :

Dureté (mg/l CaCO ₃)	Qualification de l'eau
0-30	Très douce
31-60	Douce
61-120	Moyennement douce
121-180	Dure
>180	Très dure

II-4-c- Paramètres chimiques:

- **Calcium :**

Est un métal alcalino-terreux extrêmement répandu dans la nature et en particulier dans les roches calcaires sous forme de carbonate. Composant majeur de la dureté de l'eau, le calcium est généralement l'élément dominant des eaux potables. Il existe surtout à l'état d'hydrogénocarbonates et en quantité moindre sous forme de sulfates, chlorure...etc Les eaux de bonne qualité renferme de 200 à 250 mg en CaCO₃/l. (Berne et *al.*, 1991).

- **Cuivre :**

Le cuivre est un métal aux usages multiples dans de nombreux domaines : la fabrication des monnaies, les transports de l'électricité, le bâtiment (toitures, décoration..) et l'agriculture (fongicide, algicide).

Si le cuivre est, à très faible dose, un oligo-élément indispensable à la vie, à des doses plus élevées il présente une action toxique très importante sur les algues et mousses.

Comme c'est un produit non biodégradable, il peut s'accumuler et finir par atteindre des taux toxiques. Son origine dans les eaux est très diverse, outre les teneurs naturelles provenant principalement des roches et des retombées atmosphériques, son usage par l'homme provoque des rejets dans l'environnement. Ces rejets peuvent être ponctuels (, rejets d'usine....) ou diffus suite au lessivage par les pluies des sols, routes et toitures (TDC environnemental report, 2004).

- **Fer :**

En abondance, le fer est le quatrième élément dans l'écorce terrestre et le premier parmi les métaux lourds. On le trouve surtout sous forme de Fe (II) ou de Fe (III).

On trouve généralement le fer dans les eaux de surface sous forme de sels contenant du Fe(III) lorsque le pH est supérieur à 7. La plupart de ces sels sont insolubles et sont précipités ou adsorbés sur différentes surfaces. Par conséquent, la concentration de fer dans les eaux bien aérées est rarement élevée. En milieu réducteur, comme dans certaines eaux souterraines, certains lacs ou certains réservoirs, et en l'absence de sulfure et de carbonate, on peut trouver du Fe(II) soluble en concentration élevée (Hem, J.D.1972). La présence du fer dans des sources naturelles d'approvisionnement en eau est attribuable à la décomposition de la roche et des minéraux, aux eaux acides de drainage des mines (Bell, A.V. 1975), aux eaux de lessivage de décharges contrôlées (James, 1977), aux effluents d'égout (Oliver, B.G. et Cosgrove, E.G.1975) ainsi qu'aux rejets des secteurs industriels qui traitent le fer. (Conseil de la qualité de l'eau des Grands Lacs, 1976)

- **Magnésium :**

Le magnésium se place au huitième rang parmi les éléments naturels les plus abondants. (Bech, A.V.1966)

Le magnésium est un élément indispensable au métabolisme du corps humain, et il est crucial pour plus de 300 réactions enzymatiques (Ebel, H. et *al*, 1980).

Dans les régions riches en roches magnésiques, l'eau peut contenir des concentrations de 10 à 50 mg/L de cet élément. Les sulfates et les chlorures de magnésium sont très solubles, et l'eau en contact avec leurs gisements peut contenir plusieurs centaines de milligrammes de magnésium par litre. Certains effluents industriels peuvent également renfermer des teneurs élevées en magnésium. (Durfor et *al*,1972).

L'inconvénient le plus évident de la présence de magnésium dans l'eau potable est son effet laxatif, particulièrement lorsqu'il s'agit d'une concentration de sulfate de magnésium excédant 700 mg/L. (National Academy of Sciences. Drinking water and health. 1977)

- **Nitrate :**

Les nitrates NO₃⁻ présents dans le sol, dans les eaux superficielles et souterraines résultent de la décomposition naturelle, par des microorganismes, de matière organique azotée telle que les protéines végétales, animales et les excréments d'animaux. L'ion ammonium formé est oxydé en nitrates. La présence de nitrate dans l'environnement est une conséquence naturelle du cycle de l'azote (Schuddeboom, 1993).

Toutes les formes d'azote (azote organique, ammoniacque, nitrite, etc...) sont susceptibles d'être de l'origine des nitrates par un processus d'oxydation biologique sauf cas particulier, les teneurs en nitrates des eaux de distributions sont peut élevés ; par contre, en zone rurale, certains puits peuvent avoir des concentrations importantes. Depuis quelques années, il a été

observé une élévation de la teneur en nitrates des eaux souterraines et superficielles de certaines régions, celles-ci est souvent liée au développement des élevages, à une fertilisation excessive des zones agricoles par des engrais, les fientes, fumiers divers et les boues des stations d'épurations. (ADE, 2001).

- **Nitrite :**

Les Nitrites NO₂- proviennent soit d'une oxydation incomplète de l'ammoniac, soit d'une réduction des nitrates.

Les valeurs limites recommandées pour les nitrites dans l'eau sont de 0.1mg/l pour les pays l'union européen et l'Algérie et des doses à 1mg/l pour l'OMS (OMS, 2011). Les données scientifiques actuelles justifient le maintien de la méthémoglobinémie comme effet cible préoccupant pour le nitrite dans l'eau potable. La concentration maximale acceptable de 3 mg/L (équivalent à 1 mg/L d'azote de nitrite) pour le nitrite dans l'eau potable est établie sur la base de cet effet chez les nourrissons alimentés au biberon, soit la sous-population la plus sensible. (OMS, 2011).

II-4-d- Paramètres biologiques :

- **DCO :**

Exprime la quantité d'oxygène nécessaire pour oxyder la matière organique (biodégradable ou non) présente dans l'eau. ce paramètre offre une représentation plus ou moins complète des matières oxydables puisque certains hydrocarbures ne sont pas oxydés sous ces conditions. (Bliefert et al, 2001).

- **DBO5 :**

Est la quantité d'oxygène nécessaire aux micro-organismes aérobies existants dans l'eau pour oxyder les matières organiques dissoutes ou en suspension. Ce paramètre constitue un bon indicateur de la teneur en matières organiques biodégradables d'une eau au cours de procédé d'autoépuration. En présence de mélange de rejets d'origine diverses, la dégradation des composés glucidiques, lipidiques et protéiques... de la matière organique se manifeste dans un premier temps par une décomposition des chaînes carbonées. Il est à noter qu'au cours d'une période de 5 jours environ 70% des composés organiques sont dégradés. C'est la raison pour la quelle on utilise le plus généralement la valeur de la DBO5 comme indicateur. (Bliefert et al, 2001).

III-Généralité sur les écosystèmes dulcaquicoles :**III-1- Définition :**

L'écosystème aquatique est le résultat d'un équilibre entre un milieu naturel et les espèces animales et végétales qui y vivent. Le milieu aquatique est caractérisé par un habitat (berges, granulométrie du fond), des populations végétales et animales et la qualité physico-chimique de l'eau (température, nutriment, etc...) ; il est également influencé par le climat, la géologie, l'ensoleillement et la végétation. Les lacs et les cours d'eau, mais également les zones inondables ou humides (marais et tourbières), les nappes d'eau souterraines, constituent les écosystèmes aquatiques. (Agence de l'eau Seine-Normandie).

III-2- Fonctionnement de l'écosystème aquatique :

Le soleil fournit l'énergie et la lumière aux écosystèmes.

On distingue trois grands (03) groupes d'acteurs dans ces écosystèmes qui participent à la chaîne alimentaire (réseau trophique) :

Les producteurs (plantes aquatiques et les algues) : A partir de la photosynthèse (énergie du soleil) et des sels minéraux sont des producteurs de matières primaires végétales (feuilles, tiges, fleurs..). (Agence de l'eau Seine-Normandie)

Les consommateurs : qui se nourrissent de ces matières végétales sont essentiellement des animaux aquatiques comprenant des espèces extrêmement variées, allant des micro-organismes aux poissons. Ils se nourrissent des plantes (consommateurs primaires) ou d'autres animaux (consommateurs secondaires). Ces transferts s'effectuent au sein de la chaîne alimentaire ; les organismes herbivores, mangés par les organismes carnivores (ou consommateurs secondaires), peuvent être mangés à leur tour par des consommateurs tertiaires....etc. (Agence de l'eau Seine-Normandie)

Les décomposeurs : comme les bactéries et les champignons, font disparaître les matières organiques par dégradation et ainsi produisent des sels minéraux servant à nouveau aux végétaux. Ainsi le cycle est bouclé. (Agence de l'eau Seine-Normandie)

dans un écosystème, la plupart des organismes s'alimentent à plus d'une source (par exemple un poisson peut se nourrir d'insectes et des plantes) et appartient à plus d'une chaîne alimentaire (Agence de l'eau Seine-Normandie)

IV-Généralités sur les communautés zooplanctoniques**IV-1- Définition :**

Par définition, le zooplancton est le plancton animal, constitué de petits organismes aquatiques parfois microscopiques. Dans tout milieu aquatique, le zooplancton constitue un maillon important dans la chaîne alimentaire. Il est une source de nourriture pour certaines espèces de poissons, surtout au stade jeune. (Amoros, 1984).

Le zooplancton regroupe l'ensemble des organismes animaux vivant en pleine eau, aptes à se déplacer activement, mais dans l'impossibilité de s'opposer aux divers courants qui se développent dans la masse d'eau. Le zooplancton est représenté principalement par trois types d'organismes : les protozoaires (protozooplancton), les rotifères et les microcrustacés "branchiopodes, copépodes et ostracodes". (Balvey, 2009)

IV-2- Différents Groupes de zooplancton :

Le zooplancton ou plancton animal est composé de deux groupes : l'holoplancton et le méroplancton. D'après le cycle biologique des organismes, l'holoplancton ou plancton permanent se reproduit par accouplement et se multiplie. A chaque stade de sa croissance, sa petite taille fait de lui une proie facile pour les espèces prédatrices supérieures. Son cycle vital se déroule intégralement en pleine eau. (Mollo, 2009).

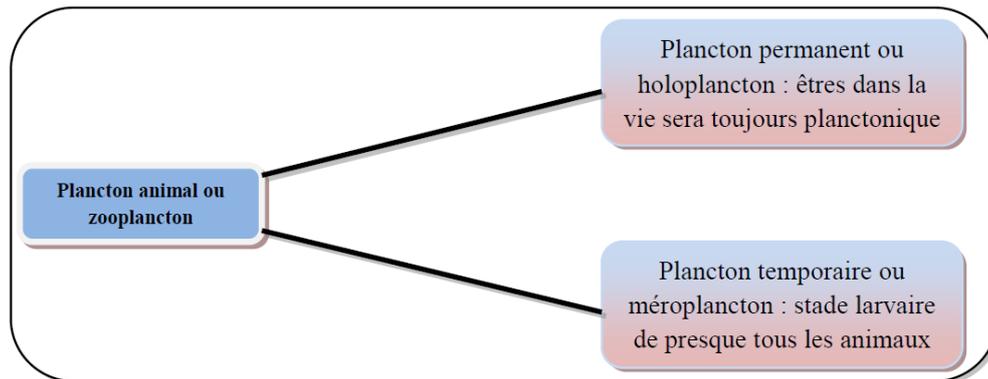


Figure 1: la subdivision du zooplancton selon les stades de vie. (Mollo, 2009).

Le méroplancton ou plancton temporaire (premier stade de la vie, par exemple larve nauplius puis zoé de la crevette avant qu'elle devienne juvénile) concerne, lui, de très nombreuses espèces marines telles que les crevettes, les huitres, les moules, ...etc. qui, à un moment donné de leur vie, passent par des stades larvaires très complexes et sont à leur tour des proies de choix pour les espèces plus grandes (Mollo, 2009).

IV-3- Importance du zooplancton :

Le zooplancton est le principal consommateur du phytoplancton. Son étude est primordiale pour connaître la sensibilité des milieux naturels au phénomène d'eutrophisation (eaux vertes) qui constitue un problème pour la santé et la gestion de ces systèmes. (Pagano et *al*, 1988).

Il est également le maillon de transfert entre la production primaire et les échelons terminaux exploitables (poissons et crustacés). A un moment donné de leur vie, tous les poissons passent par un stade zooplanctophage obligatoire (larves après résorption vitelline). Ainsi, la connaissance de la composition, de la biomasse, de la structure en taille et de la productivité du zooplancton est fondamentale pour la gestion des écosystèmes naturels exploités (empoissonnement, pêche, gestion, etc. ...). (Pagano et *al*, 1988).

IV-4- Les caractéristiques de certains groupes zooplanctoniques :**IV-4-a- LES COPEPODES :****• Définition :**

Les Copépodes sont des petits crustacés à l'allure de petites crevettes dont la taille varie entre 0,3 et 8 mm (Dussart, 1967). Leur corps est fusiforme et constitué de trois parties plus ou moins distinctes: le céphalosome (tête), le métasome (thorax) et l'urosome (abdomen). Dans ce groupe, selon Dussart, il existe trois ordres largement représentés dans le monde entier. Ainsi, suivant la forme du corps et les particularités des segments et des appendices, ces trois types de Copépodes sont reconnaissables dans la faune aquatique libre des eaux douces. On distingue les types Calanoïdes, Cyclopoïdes et Harpacticoïdes. Les Calanoïdes sont des êtres le plus souvent planctoniques alors que les Cyclopoïdes sont des organismes soit planctoniques, soit benthiques. Quant aux Harpacticoïdes, ils sont essentiellement benthiques et colonisent la plupart des milieux humides (litières, terreaux, etc ...). (Dussart, 1967).

• Taxonomie :

Les copépodes appartiennent au groupe des **Crustacés** qui constitue lui-même une subdivision de l'embranchement (ou phylum) des **Arthropodes**. Il s'agit de crustacés primitifs et ils étaient à ce titre autrefois classés parmi les entomostracés que l'on opposait aux malacostracés, plus évolués. (Gasparini, S. 1997).

La distinction entre entomostracés et malacostracés n'est toutefois plus utilisée de nos jours. Les copépodes forment un groupe extrêmement diversifié. On y distingue actuellement 9 ordres totalisant environ 210 familles, 2400 genres et plus de 14000 espèces dont plus de 10000 sont marines. (Gasparini, S. 1997).

Parmi ces 9 ordres, 2 sont principalement (mais pas exclusivement) constitués d'espèces parasites ou commensales. Il s'agit des monstilloïdes et des siphonostomatoides. Les 7 autres ordres sont au contraire constitués principalement d'espèces libres. Ce sont les

mormonilloïdes, les harpacticoides, les cyclopoides, les gelyelloïdes, les misophrioides, les calanoides et les platycopioïdes. Avec plusieurs milliers d'espèces connues, les harpacticoides (54 familles), les cyclopoides (90 familles) et les calanoides (41 familles) sont les groupes de copépodes les mieux représentés. En comparaison, les mormonilloïdes (1 famille), les gelyelloïdes (1 famille), les misophrioides (3 familles) et les platycopioïdes (1 famille) ne comptent respectivement que 2, 2, 34 et 11 espèces connues. (Gasparini, S. 1997).

Cycle de vie :

Le cycle de vie d'un copépode est très complexe et passe par :

- *6 stades larvaires appelés nauplius (N1-N6).
- *5 stades juvéniles appelés copépodites (C1-C5).
- *stade adulte reproducteur. (GIP Seine Aval, 2011)

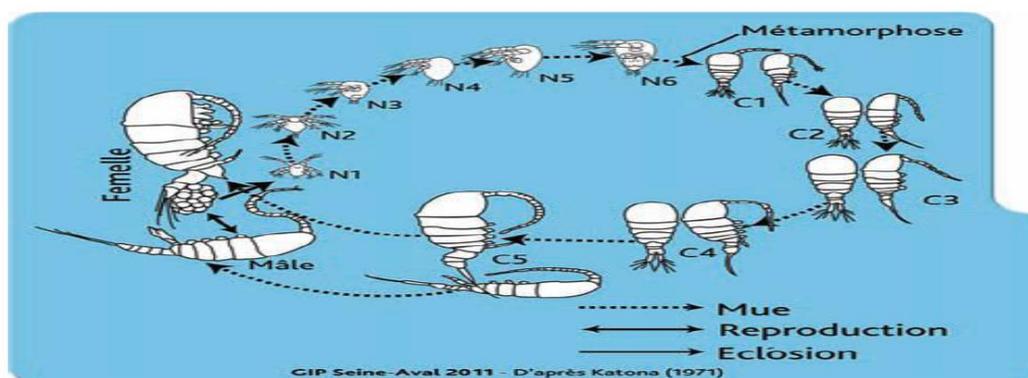


Figure 2: cycle de vie d'un copépode d'après Katona (1971).

IV-4-b- LES ROTIFÈRES :

- Définition :

Si l'on en croit (Meglitsch, 1973), les Rotifères ont des analogies avec les femmes, « parfois belles, souvent capricieuses et toujours fascinantes » . . . Découverts par Leeuwenhok au début du 18^e siècle, Les Rotifères sont des métazoaires dont la taille est le plus fréquemment comprise entre 100 et 600 μ et atteint au plus 1 mm. (Pourriot, 1965).

Certaines espèces sont largement tolérantes vis-à-vis des conditions environnementales alors que d'autres sont caractéristiques des eaux douces (Hutchinson 1967, Brummett 2000). Elles sont quantitativement dominantes dans les communautés zooplanctoniques des lacs et des parties calmes des rivières en raison de leur reproduction parthénogénétique, dont le taux est parmi les plus rapides dans le groupe des métazoaires et de leur développement de courte durée (Herzing 1983).

Ils peuvent peupler des créneaux vacants avec une extrême rapidité et convertir la production primaire dans une forme utilisable pour les consommateurs secondaires en produisant jusqu'à 30% du total de la biomasse du plancton (Nogrady *et al.* 1993). Les genres *Brachionus* et *Keratella* comportent des espèces utilisées dans les fermes aquacoles pour l'alimentation des alevins. Ce groupe zoologique sert également de bio-indicateur de la qualité des eaux (Pontin 1978, et Sladeczek 1983).

Les premiers travaux sur les rotifères des eaux continentales algériennes ont été réalisés à la fin du 19^{ème} siècle par (Maupas, 1889), qui a inventorié quatre espèces près d'Alger.

- **Taxonomie :**

On dénombre actuellement environ 2 000 espèces de Rotifères, rassemblées en trois sous-classes d'après la structure de leur glande génitale : paire, avec vitellogène séparé chez les Digonontes, ou sans vitellogène chez les Séisoniens ; impaire chez les Monogonontes. (Pourriot, 1965).

- **Cycle de vie :**

La parthénogenèse (améiotique) est le mode de reproduction habituel de ces animaux. L'ovocyte mûr est, le plus souvent, expulsé dans le milieu extérieur.

Chez quelques espèces planctoniques (*Brachionus*, *Keratella*, *Filinia*, *Polyarthra*...), il reste attaché à la femelle jusqu'à l'éclosion du jeune. La femelle peut porter simultanément plusieurs œufs, au développement plus ou moins avancé. Chez les *Asplancha*, ovovivipare, l'embryon se développe dans une partie dilatée de l'oviducte. (Pourriot *et al.* 1980).

La reproduction sexuée apparaît sous l'influence de stimulus définis (photopériode, température, densité de population). La fécondation d'une femelle mictique (ou méiotique) par le mâle haploïde aboutit à la formation d'œufs diploïdes à coque résistante et au développement différé (diapause), ils assurent la survie de l'espèce. Les Bdelloïdes, chez lesquels le mâle est inconnu, ne se reproduisent que par voie parthénogénétique et il ne peut y avoir, de ce fait, production d'œufs de résistance. (Pourriot *et al.* 1980).

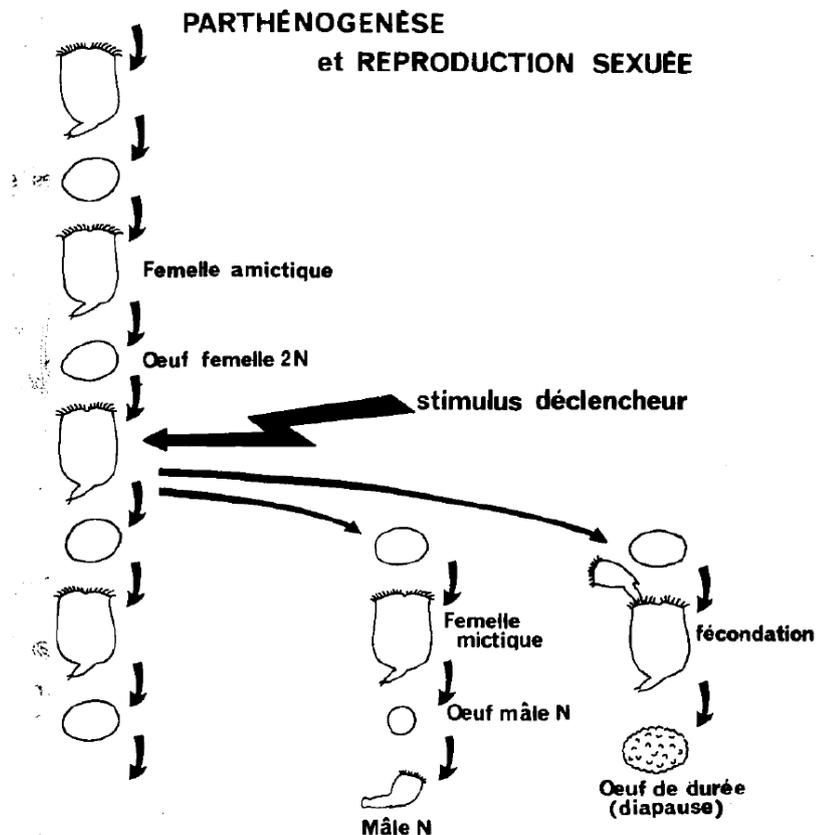


Figure 3: Cycle reproducteur d'un Rotifère Monogononte d'après Pourriot et al (1980).

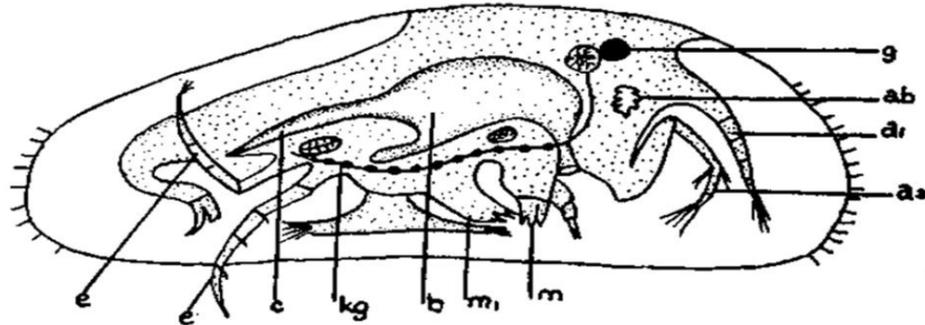
IV-4-c- OSTRACODES:

- **Définition :**

Les Ostracodes sont des petits Crustacés vivant dans la mer et les eaux douces et saumâtres. Leurs coquilles formées de deux valves sont plates en vue dorsale. Ils sont en général microscopiques (0,4-1,5 mm) et rarement macroscopiques (*G. Gigantocypris* 20 mm de longueur; vivant dans l'océan Pacifique, et *G. Megalocypris* 7 mm de longueur, une forme continentale vivant en Afrique Sud).

Le premier Ostracode a été décrit en 1776 par O. F. Muller. Les premiers travaux de classification ont commencé en 1886 par G. O. Sars. Au XIXe siècle T. R. Jones a effectué des travaux importants sur les Ostracodes et ce n'est qu'après 30 ans environ de sa mort qu'on a rendu l'importance des Ostracodes. Les travaux sur la morphologie de C. I. Alexander en

1933 attirent l'attention. Nous suivons aujourd'hui la classification des Ostracodes de Raymond C. Moore



*g - oeil; ab - glande d'antenne; a₁ - première antenne; a₂ - deuxième antenne;
m - mandibule; m₂ - maxillaire; b - estomac; kg - ganglion ventral; c - intestins;
e - extrémités.*

Figure 04 : Un Ostracode vivant G.Cypris (in SENGUN)

- **Taxonomie :**

Les Ostracodes sont divisés en deux sous-classes principales : les Myodocapés et les Podocopés. La seconde est de loin la plus riche. Elle renferme notamment les deux grands groupes d'Ostracodes que sont les Cythères (Cytherocopinés, avec les genres *Cythera*, *Eucythera*, *Elpidium*, etc.) et les Cyprides (Cypridocopinés, avec le genre *Cypris*). Les Cypridinés (avec le genre *Cypridina*), qui appartiennent à la famille des Myodocapés sont également importants. (Webmaster 01).

Le tableau (02) : classification simplifiée des Ostracodes : (Webmaster 01).

Myodocapés	Halocypridés	Halocypridinés	Halocypridoïnés : Bathyconchoecia, Euconchoecia Thaumatocyprididés : Thaumatoconcha, Thaumatoocypris
		Cladocopinés	Polycopa, Métapolycopa
	Myodocopidés	Myodocopinés	Cypridinoidés : Bruuniella, Gigantocypris, Macrocypridina, Skogsbergia, Vargula, Harbansus, Philomedinés, Rutidermatidés, Spinacopia, Cypridina, Sarsiella, Dantya Sarsielloïdés
Podocopés	Podocopidés	Cytherocopinés	Nombreuses familles : Australocythérideidés, Bonaducécythéridés, Bythocythéridés, Cunéocythéridés, Cushmanidéidés, Cythérettidés, Cythéridés, Cythéridéidés, Cythéromatidés, Cythéruidés, Entocythéridés, Eucythéridés, Hemicythéridés, Kliellidés, Krithidés, Leptocythéridés, Linnocythéridés, Loxoconchidés, Microcythéridés, Néocythéridéidés, Osticythéridés, Paracythéridés, Paracythéridéidés, Paradoxostomatidés, Parvocythéridés, Psammocythéridés, Pseudolinnocythéridés, Trachyléberidés, Xestoléberidés
		Cypridocopinés	Trois superfamilles : Cypridoïdés, Macrocypridoïdés, Pontocypridoïdés.
		Bairdiocopinés	Bairdia, Bythocypris
		Sigilliocopinés	Sigillioïdés
		Darwinulocopinés	Darwinula, Alicenula, Pethensilenula, Vestalenula
	Platycopidés	Cytherella	
Autres	Cypridés, Paracyprididés, Léguminocythéridéidés. Genre disparu : Hesslandona		

V- Généralité sur les retenues collinaires**V-1- Introduction :**

Avec une demande en eau croissante et le manque des sites favorables à la réalisation de grands barrages, l'Algérie s'est vue contrainte de mobiliser au maximum ses ressources en eau superficielles par la réalisation de petits ouvrages comme les retenues collinaires. (DHW.SBA, 2003).

V-2- définition :

L'agence de l'eau Rhône-Méditerranée et Corse considère les retenues collinaires comme les ouvrages ayant une capacité (volume en eau en limite de déversoir) allant jusqu'à 1 million de m³. A partir de cette valeur et au-delà, il s'agira de grands barrages. L'ouvrage, constitué d'une digue en terre ou maçonnée permet de retenir l'eau dans un talweg, une combe, un ravin, un vallon et de stocker une part des écoulements d'eaux. Ces eaux sont utilisées ensuite dans les domaines de l'irrigation agricole, la protection incendie, les loisirs, la pisciculture et l'eau potable. (Webmaster 02).

V-3-Caractéristiques écologiques et environnementaux des retenues collinaires**V-3-a- Environnement physique :**

Cette fonction concerne le rôle du sol dans le déterminisme de la qualité des eaux, de l'air et de la chaîne alimentaire. Le sol est un milieu de transit, de stockage et de transformation de très nombreuses substances, qu'elles que soient leur nature inorganique ou organique résultant du processus naturel ou anthropique. Les constituants des sols, leurs assemblages, et les organismes vivants sont à l'origine des nombreux phénomènes physiques, chimiques et biologiques déterminants la composition chimique des eaux qui circulent dans les réseaux hydrographiques superficiels et dans les nappes phréatiques. En effet, le sol peut être une source de substance polluante, mais il peut aussi être un puits pour ces substances, en les retenant et en les dégradant. Le sol a donc pour action d'intervenir dans la fonction de détermination de la qualité de l'environnement. (Webmaster 03).

V-3-b- Environnement biologique :**• Les végétaux microscopiques constituant le phytoplancton:**

Ce sont surtout des algues unicellulaires ou coloniales que l'on retrouve en pleine eau. Dans l'eau, elles se fixent sur les végétaux, les roches, les sédiments et les objets en plastique : c'est le périphyton. Les périphyton supportent pratiquement seul la production primaire des milieux aquatiques. Ils sont à la base du réseau trophique et sa densité détermine la diversité et la richesse de ces milieux. (Faurie et al, 2002).

- **Les végétaux de grandes tailles :**

Ils comprennent les algues, les mousses, les hépatiques, les fougères et les phanérogames. L'observation des végétaux sur les berges ou vers la queue d'un étang, met en évidence une répartition liée à la hauteur de l'eau. Cette répartition permet de classer les végétaux (Faurie et al, 2002).

- **Les poissons :**

Les poissons sont des vertébrés Gnathostomes (vertébrés qui possèdent une mâchoire) les plus inférieurs, à habitat aquatique et à respiration fondamentalement branchiale, un cœur presque exclusivement veineux, se déplaçant par des nageoires. Ils s'opposent donc aux autres vertébrés, ou Tétrapodes, par leur mode de vie, et en particulier par la structure de leurs membres pairs (Boué et Chanton, 1974). C'est un groupe cosmopolite, marin et dulçaquicole, à température variable (Poikilotherme), à peau non cornée et riche en glandes muqueuses, généralement revêtue d'écailles, de denticules et parfois de plaques osseuses (Grassé et Devillers, 1965).

Les poissons constituent cependant un monde très riche et très varié qui peut évaluer à plus de vingt-cinq mille espèces ; ce nombre est certainement bien au-dessus de la vérité si l'on songe qu'une centaine d'espèces nouvelles sont découvertes chaque année. Ainsi les poissons se révèlent être plus nombreux à eux seuls que l'ensemble des quatre autres classes de vertébrés, à savoir: Batraciens, Reptiles, Oiseaux et Mammifères (Bauchot et Bauchot, 1964).

V-3-c- Les facteurs écologiques :

- **La température:**

La température est le premier facteur écologique primordial dans les eaux, elle varie régulièrement sur le profil longitudinal d'un plan d'eau en fonction de la température atmosphérique. Elle conditionne les possibilités de développement et la durée du cycle biologique de chaque espèce (Arrignon, 1976).

La température affecte la densité et la viscosité de l'eau, la solubilité des gaz et en particulier de l'oxygène. La vitesse des réactions chimiques et biochimiques sont en fonction de la température. Ces variations peuvent éliminer certaines espèces, ce qui entraîne un déséquilibre écologique dans le milieu aquatique (Arrignon, 1976). Il est important de connaître la température de l'eau avec précision. En effet, celle-ci joue un rôle dans la solubilité des sels et surtout des gaz, dans la détermination du pH, pour la connaissance de l'origine de l'eau et des mélanges éventuels (Rodier et coll., 2005).

- **Le potentiel d'hydrogène (pH) :**

Le pH est un paramètre qui permet de mesurer l'acidité, l'alcalinité ou la basicité d'une eau (Arrignon, 1976). Les organismes sont très sensibles aux variations du pH, et un développement correct de la faune et de la flore aquatique n'est possible que si sa valeur est comprise entre 6 et 9. L'influence du pH se fait également ressentir par le rôle qu'il exerce sur

les autres éléments comme les métaux dont il peut diminuer ou augmenter la disponibilité et donc la toxicité. (Levêque, 2006).

- **Les vents:**

Dans le système aquatique, la force du vent et la distance parcourue par le vent déterminent la taille des vagues et la profondeur maximale à laquelle se fait l'action du vent. Dans le lac profond, l'action d'homogénéisation de la couche superficielle par le vent est à l'origine de la stratification observée en période estivale (Levêque, 2006).

- **La lumière :**

Le rôle écologique de la lumière est différent sur la faune et la flore. Chez les végétaux, la lumière est un facteur énergétique qui contrôle la photosynthèse. Chez les animaux, elle n'a plus qu'un rôle indirect, déterminant les phases d'activité, l'orientation et le rythme saisonnier (photopériodisme), qui désigne les déplacements des organismes sous l'action de la lumière (Arrignon, 1976).

- **La matière en suspension :**

Les matières en suspension dans l'eau entraînent sa turbidité à des degrés divers et une réduction de l'activité photosynthétique, ainsi une diminution de la productivité des eaux. Elles affectent directement la vie aquatique soit d'une façon bénéfique en dissimulant les jeunes poissons à leurs prédateurs naturels, soit plus fréquemment d'une façon nuisible en colmatant les frayères minérales et végétales en asphyxiant les œufs voire les poissons adultes (Arrignon, 1976).

- **La matière organique :**

Les matières organiques proviennent des sols et surtout des résultats du métabolisme des organismes aquatiques. Elles sont composées d'hydrates de carbone, de matières protéiques, d'acides aminés et d'autres substrats de réserve. Son excès peut provoquer l'eutrophisation du milieu. (Arrignon, 1976).

- **L'oxygène dissous :**

La solubilité de l'oxygène diminue avec la température et elle est plus faible dans l'eau de mer que dans l'eau douce. Les échanges air/eau se font par contact augmentés par le brassage des eaux de surface. Le phénomène de photosynthèse conduit également à des apports pouvant entraîner des sursaturations provoquant, dans les cas extrêmes, des mortalités de poissons par embolie gazeuse (Arrignon, 1976).

- **La nature du substrat:**

Les caractères physiques des roches ou des sédiments qui constituent le littoral, interviennent dans la possibilité de fixation ou de pénétration des organismes. La différence

entre les côtes rocheuses et sableuses est bien connue, les sables ayant notamment une flore algale très pauvre. En outre les côtes formées des sédiments meubles peuvent facilement être remises en suspension par le mouvement des eaux et déterminent une turbidité elle-même peu favorable à la vie végétale. (Arrignon, 1976).

VI- Généralités sur la pollution

VI-1- Définition:

Une pollution se définit comme une altération physique, chimique ou biologique de l'eau liée à l'homme et entraînant des effets nuisible pour la santé humaine, pour la sécurité, pour le bien être et pur l'utilisation des eaux à quelque fins ce soit, ou pour la conservation et la protection de l'environnement. (Gaujous, 1995).

VI-2-Origines de la pollution des eaux: Il y a trois principales sources de pollution :

VI-2-a- La pollution d'origine domestique:

La pollution domestique comprend les eaux ménagères telles que les eaux de lessive et des cuisines, ainsi que les eaux de vannes qui entraînent les urines et les matières fécales responsables d'une pollution organique. A cette source de pollution s'ajoutent les eaux de pluie qui peuvent être origine de pollution des eaux et ceci lorsqu'elles rejoignent les eaux usées urbaines, elles entraînent avec elles toute sortes de déchet organiques et minéraux. (Muhl, 2003).

VI-2-b- La pollution d'origine agricole:

Elle est causée par l'utilisation massive des engrais chimiques et des pesticides, l'utilisation des engrais chimiques en agriculture peut donner lieu à une pollution accidentelle des eaux superficielles et souterraines par suite de l'entraînement dans le sol, des constituants les plus habituellement contenus dans les engrais tels que, les nitrates, les chlorures, et le potassium...etc. (Dupont,1981)

VI-2-c- La pollution industrielle:

Les pollutions d'origine industriels sont très variés ; selon le type d'activité des substances organiques, produits organiques de synthèse, hydrocarbures, sels minéraux et métaux lourds. Les eaux usées résiduaire industrielles sont toutes les eaux qui sont, en principe, rejetées par l'usine dans le milieu extérieur après avoir contribuer à la fabrication.

- Les eaux du lavage sont chargées de produits divers (matières premières, huiles des machines, bactéricides ou produits bactériologiques utilisés pour la désinfection).
- Les rejets occasionnels qui sont les plus dangereux correspondent à des fuites accidentelles de produits, aux eaux de lavage et aux eaux de pluies qui lessivent les voies et parkings imperméabilisés. (Muhl, 2003).

VI-3- Types de pollution :

VI-3-a- Pollution physique: Les divers facteurs de pollution physique posent un problème difficile et urgent, menaçant la qualité non seulement des eaux superficielles mais aussi des nappes souterraines et des eaux de mer. (Webmaster 04).

Les trois (03) principaux agents physiques de l'eau sont : la Température (T°) (pollution thermique), le Transport de Matière en Suspension (TMS) et la Radioactivité. (Webmaster 04).

VI-3-b- Pollution Chimique :

La pollution chimique d'une eau due est essentiellement aux déversements des polluants chimiques et des sels de métaux lourds par les unités industrielles. Les pollutions chimiques et nombreuses parmi ces facteurs on peut citer. (Webmaster 04).

- **Sels minéraux dissous :**

Les plus nocifs sont les produits de dégradation de l'azote (nitrate et nitrite), ainsi que les sulfates et les chlorures à faible concentration. (Gaujous, 1995).

- **Les détergents :**

Sous le nom de détergent on considère toute formation spécialement étudiée pour détruire les processus selon les souillures ou salissures sont enlevées et mise en solution ou en dispersion. (Gaid, 1984).

- **Les pesticides :**

Ce sont des substances utilisées par l'homme pour détruire des espèces végétales ou animales nuisible. La fabrication industrielle des pesticides représentent une importante source de contamination des eaux continentales et marines. (Ramade, 1998).

- **les hydrocarbures :**

La pollution par les hydrocarbures est l'un des plus importants problèmes de pollution chimique en milieu marin, ce phénomène est universel et conséquences écologiques sont considérables. (Aubert, 1980).

VI-3-c- Pollution biologique (organique):

Les matières organiques (MO) sont tous les déchets carbonés tels que la cellulose produite par les papeteries, le sucre ou le lactosérum des industries agroalimentaires. A l'inverse des MES, ces matières constituent une nourriture de choix pour les microorganismes (MO) de l'eau et provoquent leur prolifération. Les (MO) se mettent alors à vider le milieu de son oxygène, ce qui s'avère fatal pour la vie aquatique. Lorsque le milieu se retrouve totalement vidé de son oxygène, les MO vont le chercher dans les sulfates dissous (SO_4^{4-}), qu'elles réduisent en sulfure qui se dégage sous forme de sulfure d'hydrogène en engendrant une odeur d'œuf pourris. (Emilian, 2004).

VI-3-d- Pollution thermique:

Cette pollution est la conséquence du déversement dans le milieu aquatique (fleuves, eaux littorales) de quantité considérable d'eau utilisée pour le refroidissement, surtout lors de la production de l'énergie électrique par les centrales thermiques ou nucléaire. L'élévation excessive de la température de l'eau fluviale, surtout en période d'étiage, peut modifier l'équilibre biologique des eaux au regard des espèces piscicoles et faciliter le développement d'amibes libres, pathogènes pour les baigneurs. (Festy et *al*, 2003).

VI-3-e-Pollution radioactive des eaux:

La pollution des eaux de surface par des substances radioactives pose un problème de plus en plus grave imputable au fonctionnement des réacteurs, à l'utilisation des isotopes radioactifs en médecine, dans l'industrie et dans diverses autres branches d'activités civiles, et aux « retombées » provenant des essais d'armes nucléaires. On s'efforce actuellement par tous les moyens de prévenir la pénétration de déchets concentrés dans les eaux de surface, mais les eaux de refroidissement des réacteurs entraînent de faibles quantités de matières radioactives. L'utilisation des isotopes est contrôlée par les organismes qui les fournissent. On prend, lorsqu'il y a lieu, des mesures pour :

- a) Prévenir la pollution des eaux de surface ;
- b) Faire un examen radiologique systématique d'échantillon d'eau brute sélectionnée ;
- c) Rechercher des moyens d'éliminer tout matériel radioactif des eaux de boisson. (OMS, 2006).

Il serait prématuré de tirer de ces recherches des conclusions définitives, car le nombre des facteurs à prendre en considération, par exemple les caractéristiques des isotopes qui peuvent polluer une eau donnée, est trop grand. On peut affirmer néanmoins, en ce qui concerne la radioactivité naturelle, ainsi que les retombées et les déchets provenant des réacteurs et de l'utilisation civile des isotopes radioactifs, qu'elle n'a pas atteint les limites jugées significatives.

Les normes internationales applicables à l'eau de boisson ont provisoirement fixé à titre d'indication les doses suivantes comme limites maximales acceptables de radioactivité dans les eaux de boisson consommées au cours de leur vie par les individus composant des populations nombreuses. (OMS, 2006).

VI-3-f-Pollution microbienne :

La pollution microbienne et parasitaire des eaux est importante. L'essentiel est manifestement d'origine fécale, due aux déjections humaines et animales, au travers des eaux usées plus ou moins bien maîtrisées aux plans technique et sanitaire. De toute façon, les traitements primaires et secondaires des eaux usées n'affectent qu'en partie leur charge microbienne et les boues de traitement approprié. Les facteurs microbiens de pollution des eaux sont des

bactéries entéropathogènes (*Salmonelles*, *Shigelles*, *E.Coli*, *Vibrions cholériques*), des virus (entérovirus de type poliovirus, coxsackies et echovirus, virus de l'hépatite A, corona et rotavirus, virus de Norwalk et assimilés) responsables selon les cas de gastro-entérites, hépatites ou syndromes neuro-méningés ; ces virus sont, en général, plus persistants dans le milieu et plus résistants aux traitements de désinfection que les bactéries. (J .Rodier, et coll, 2009).

Des parasites sont aussi en cause : ils sont fort nombreux, dans les pays tropicaux, à impliquer un stade hydrique important dans leur cycle de développement, tel *Entamoeba coli*. Dans les pays développés, des parasites unicellulaires, tels *Giardia lamblia* et *Cryptosporium parvum*, sont de redoutables agents pathogènes, notamment pour des sujets immunodéprimés ; leurs kystes sont aussi particulièrement résistants dans le milieu et face aux désinfectants. (J .Rodier, et coll, 2009).

Des algues microscopiques peuvent, enfin, être en cause (cyanobactéries et autres) par prolifération dans le milieu aquatique (baignades) ou créer, par leurs toxines, des problèmes pour les eaux potables. (B.Festy et al, 2003).

VI-4- Les conséquences de la pollution :

VI-4-a- Conséquences sanitaire :

C'est-à-dire qu'on trait à la santé d'une population humaine ; les conséquences sanitaire sont donc celles à prendre en priorité, elles peuvent être liées à l'ingestion d'eau, de poisson..., mais aussi par simple contact avec le milieu aquatique (cas de nombreux parasites).

La conséquence sanitaire d'une pollution est variable dans le temps en fonction de l'usage de l'eau par exemple : la pollution d'une nappe non exploitée n'a aucune conséquence sanitaire immédiate, mais peut en avoir longtemps après si on utilise cette nappe pour alimentation en eau potable. (Gaujous, 1995).

VI-4-b- Conséquences écologiques :

Les conséquences écologiques se mesurent en comparant l'état du milieu pollué par rapport à ce qu'il aurait été sans pollution.

D'une manière générale les conséquences écologique sont à considérer à travers la réduction de potentialités d'exploitation du milieu (pêche aquaculture...etc.) à court et à long terme. Et peut citer comme conséquence l'eutrophisation. (Gaujous, 1995).

- **Définition de L'eutrophisation :**

L'eutrophisation est le phénomène d'asphyxie des écosystèmes aquatiques résultant de la prolifération d'algues, qui consomment tout l'oxygène nécessaire à la vie de l'écosystème au cours de la respiration. Ce phénomène résulte d'un apport trop riche de substances nutritives dans la rivière ou dans le lac concerné (Vedura, 2008).

- **Les causes de l'eutrophisation :**

L'eutrophisation est l'expression du déséquilibre qui résulte d'un apport excessif de nutriments

Azote (des nitrates par exemple), Carbone (carbonates, hydrogencarbonates, matières organiques...).

Le phosphore étant généralement le facteur limitant dans les milieux aquatiques naturels (**loi de Liebig**). Ce sont ses composés, en particulier les phosphates (orthophosphates, polyphosphates) qui permettent l'emballement du processus. Le milieu déséquilibré, dystrophe, devient alors hypertrophe.

- **Les principales origines :**

-Des épandages agricoles excessivement riches en engrais (azote et phosphore).

-Des rejets industriels ou urbains riches en nitrates, ammonium et en matière organique non traitée (Webmaster 05).

- **Le processus :**

L'eutrophisation peut se décomposer en quelques étapes :

1. Des nutriments, notamment les phosphates et les nitrates issus de l'agriculture, sont déversés en grande quantité dans le milieu aquatique ;

2. Les eaux ainsi enrichies permettent la multiplication rapide des végétaux aquatiques, en particulier la prolifération d'algues, (efflorescence algale, ou bloom) ;

3. Le stock d'oxygène étant très limité dans l'eau (environ 30 fois moins que dans le même volume d'air), celui-ci est rapidement épuisé lors des périodes pendant lesquelles la respiration des organismes et la décomposition des matières produites excède la production par photosynthèse et les échanges possibles avec l'oxygène atmosphérique.

4. Le développement éventuel de plantes flottantes, telles les lentilles d'eau (*Lemna sp*), empêche le passage de la lumière donc la photosynthèse dans les couches d'eau inférieures, et gêne également les échanges avec l'atmosphère ;

5. Le milieu devient alors facilement hypoxique puis anoxique, favorable à l'apparition de composés réducteurs et de gaz délétères (thiols, méthane) ;

6. Il peut en résulter la mort d'organismes aquatiques aérobies — insectes, crustacés, poissons, mais aussi végétaux, dont la décomposition, consommatrice d'oxygène, amplifie le déséquilibre (Webmaster05).

- **Les effets de l'eutrophisation :**

Les inconvénients principaux de l'eutrophisation sont la diminution de la biodiversité et de la qualité de l'eau en tant que ressource. Elle a des effets négatifs sur le tourisme (avec souvent comme conséquences visibles la perte de transparence, développement d'odeurs désagréable et envasement), qui sont des indices des problèmes :

- Augmentation du volume d'algue ;
- Augmentation de la biomasse du zooplancton gélatineux ;
- Dégradation des qualités organoleptiques de l'eau (aspect, couleur, odeur, saveur) ;
- Envasement plus rapide, et apparition de vase putride, sombre et malodorante.
- Développement de phytoplancton toxique ;
- Développement de pathogènes par diminution de la pénétration des UV qui ont un pouvoir désinfectant.
- Diminution de l'indice biotique ; diminution de la biodiversité « animale et végétale » (web master).

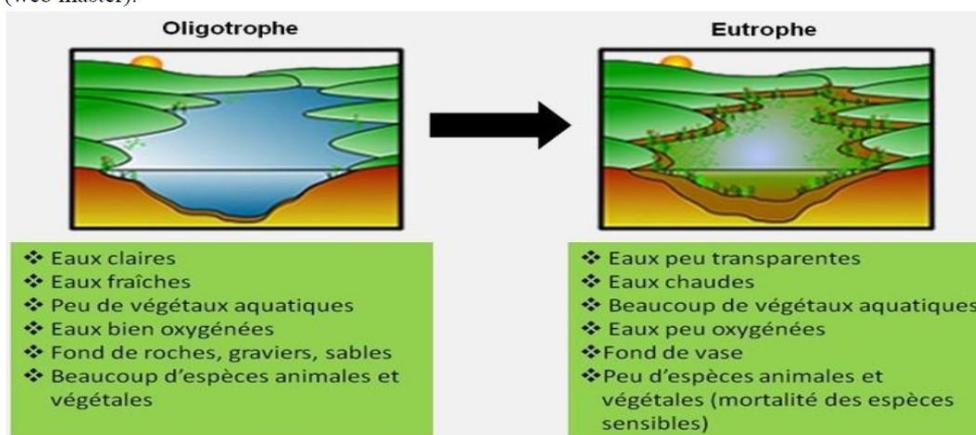


Figure 5: Comparaison entre deux milieux aquatiques l'un Oligotrophe et l'autre Eutrophe (Webmaster 05).

VI-4-c- Conséquences esthétiques :

Il s'agit de la pollution n'ayant pas des conséquences sanitaires ou écologiques importantes, l'image d'un milieu.

Les conséquences esthétiques sont, par définition, les plus perceptibles et c'est donc celles dont le riverain et le grand public auront en premier. (Gaujous, 1995).

VI-4-d- Conséquences industrielles :

Les qualités requises pour les utilisations industrielles sont très élevées tant sur le plan chimique que biologique. (Gaujous, 1995).

VI-5- Comportement des polluants dans l'environnement :**VI-5-a- Dispersion et circulation :**

Les polluants passent d'un compartiment environnemental à un autre (Duchemin et *al.*, 2008).

Tout composé organique ou minéral peut théoriquement passer dans l'atmosphère. C'est le cas des gaz, bien sûr. Pour les liquides ce passage s'effectue sous forme d'aérosols ou par évaporation, pour les solides sous forme de poussières, éventuellement piégées dans les aérosols. Un certain nombre des polluants atmosphériques d'après un temps de séjour plus ou moins long et une circulation plus ou moins lointaine, retombent à la surface du globe sous forme de dépôts secs (simple effet de la gravité) ou humides (dissolution ou entraînement par les précipitations). (Duchemin et *al.*, 2008).

Les dépôts sur le sol sont transportés à vitesse variable vers les eaux superficielles et les eaux souterraines (nappes phréatiques et profondes) par ruissellement, érosion ou infiltration.

La « zone d'influence » d'un rejet ou d'un ensemble de rejets d'une substance est présente avec un effet possible sur la vie aquatique comme sur les usages de l'eau (notamment l'alimentation en eau potable). (Duchemin et *al.*, 2008).

Dans le cas d'un estuaire, la zone d'influence est à la fois en aval et en amont des rejets « alternances du sens du courant » (Duchemin et *al.*, 2008).

VI-5-b-Dégradation, Biodégradation et persistance :

La plupart des polluants dispersés dans l'environnement sont instables

Divers processus abiotiques conduisent à la destruction des molécules et/ou à leurs transformations en dérivés peu ou pas toxiques ou au contraire plus toxiques que la substance origine. La photo-dégradation, due à l'effet direct des rayons UV qui cassent les molécules, la photolyse (décomposition hydrolytique des molécules, catalysée par l'énergie lumineuse), l'hydrolyse ou l'oxydation, ainsi que les réactions acido-basiques pour les composés inorganiques, jouent un rôle prépondérant dans la dégradation. (Gaujous, 1995).

• La biodégradation :

Est la dégradation effectuée par les êtres vivants (bactéries, champignons, organes digestifs des animaux supérieurs...).

Dégradation abiotique et biodégradation tendent plus ou moins rapidement à la minéralisation des composés organiques (transformation en eau, CO₂ et sels minéraux). (Duchemin et *al.*, 2008).

• La persistance :

Est la capacité d'une substance à rester dans un milieu sans être physiquement dégradé ni biodégradé ; elle est quantifiable par sa demi-vie ; notion à ne pas confondre avec la rémanence temps pendant lequel elle garde un ou des effets visibles (Duchemin et *al.*, 2008).

VI-6- Les processus d'insertion des polluants dans les réseaux trophiques**VI-6-a- La biodisponibilité :**

C'est la présence d'une substance dans l'environnement sous une forme susceptible d'interagir avec le vivant. Un polluant peut être peu biodisponible. C'est le cas par exemple des polluants stockés dans les sédiments ; ils ne présentent alors un risque que pour les organismes fouisseurs (par exemple les vers), les organismes vivants uniquement dans l'eau par exemple les poissons ayant peu de chance d'y être exposés directement. Cependant , même si la probabilité d'exposition ne concerne dans un premier temps que certains organismes de la chaîne trophique , les substances toxiques des sédiments sont à surveiller d'une part en raison de leur risque de remise en solution suite à un changement d'équilibre entre leur forme libre dans l'eau et leur forme stockée dans les sédiments par exemples les crues, d'autre part en raison de risque de transmission par la chaîne alimentaire ex : poissons ou oiseaux se nourrissent des vers fouisseurs. (Duchemin et al, 2008).

VI-6-b- La Bioaccumulation :

Désigne le stockage de longue durée des polluants persistants par un organisme vivant, contaminé par son milieu (Biotope) ou par sa nourriture, et dont il n'est pas capable de se débarrasser par sécrétion ou métabolisme. Chez l'homme et les animaux, les produits solubles (métaux par ex) s'accumulent plutôt dans les muscles et les os, et les peu solubles (organochlorés par ex) dans les graisses (produits lipophiles). (Duchemin et al, 2008).

VI-6-c- La Bioconcentration :

Est le phénomène par lequel des êtres vivants absorbent des substances présentes dans leur milieu (Biotope), et les accumulent dans leur organisme à des concentrations supérieures à celles auxquelles elles se rencontrent dans le milieu naturel. (Duchemin et al, 2008).

VI-6-d- La Bioamplification:

(Ou Bio-ampliation ou Bio-magnification) est le phénomène par lequel une substance présente dans un biotope voit sa concentration augmenter au fur et à mesure qu'elle circule vers les maillons supérieurs d'une chaîne trophique. Des records de bioamplification ont été atteints dans des écosystèmes lacustres contaminés par les PCB et le DDT. (Duchemin et al, 2008).

VI-6-f- La Biotransformation :

Est le phénomène inverse ; la concentration décroît lorsqu'on s'élève dans la chaîne trophique observé en milieu aquatique, notamment pour les HAP, il est dû à une métabolisation et une excrétion des polluants par les organismes supérieurs (Duchemin et al, 2008).

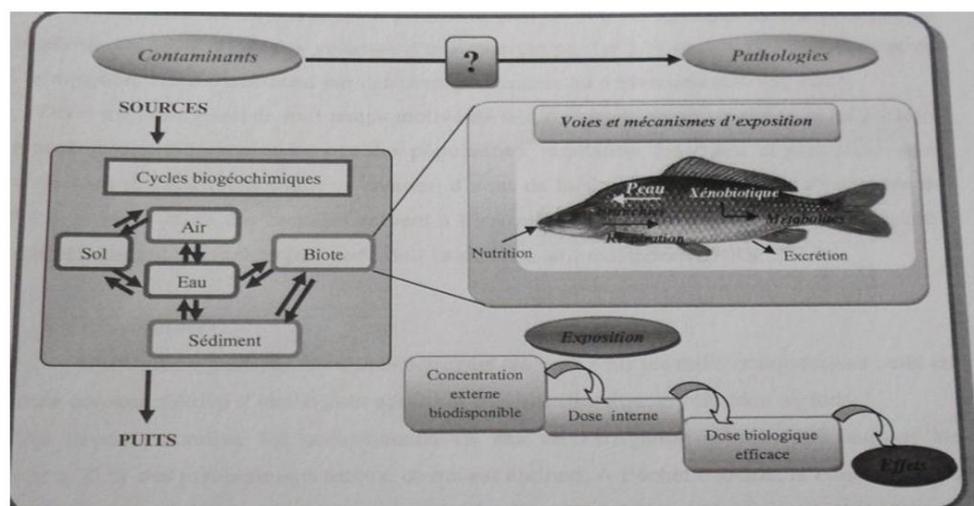


Figure 6 : illustration schématique du transfert des contaminants d'un compartiment à un autre (Bruchon, AESN, 2008).

VII-Présentation de la zone d'étude (ville de Sidi Bel Abbès) :

VII-1- Introduction :

La ville de Bel Abbès fondée il y a un siècle et demi par les Français, elle est bâtie sur les rives de l'Oued Mekkera, une zone de marais dont le sous sol comprend une nappe d'eaux souterraines, en 1848 le premier plan de la ville est établi sur une superficie de 42 hectares dont la moitié est réservée à l'armée. Vers 1857, la première agglomération est construite, correspondant au centre ville actuel Place du 1^{er} Novembre (ADE, SBA, 2010).

VII-2- Position géographique de la wilaya de Sidi Bel-Abbès :

Située au Nord Ouest du pays, la wilaya de Sidi Bel Abbès est délimitée : Au Nord par la wilaya d'Oran ; au Nord- Est par la wilaya de Mascara ; au Nord-Ouest par la wilaya d'Ain-Temouchent ; à l'Ouest la wilaya de Tlemcen ; à l'Est la wilaya de Saïda ; au Sud- Est la wilaya d'EL Bayadh et au Sud la wilaya de Naâma (Zenaidi, 2008).

Avec les coordonnées de :

Longitude: $x1= -1,124203996^\circ$, $x2= 0,041756996^\circ$

Latitude: $y1= 33,90811900^\circ$, $y2= 35,45640200^\circ$

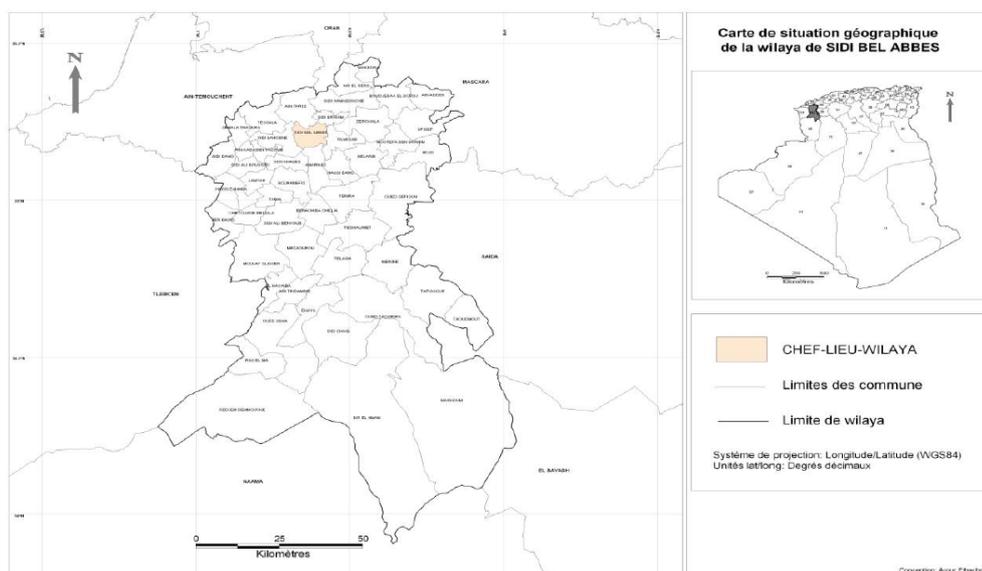


Figure 7 : Position géographique de la wilaya de Sidi Bel Abbès Elhachmi Arour

S'étend sur environ **15%** de l'espace régional, elle couvre une superficie de **9150,63 km²** et de par sa situation géographique, la wilaya de Sidi Bel Abbès occupe une position centrale stratégique dans cette partie Nord de l'Algérie occidentale.

Considérée comme relais par son emplacement privilégié dans la mesure où elle est décomposée en trois grands ensembles naturels :

- Zone de montagne.
- Zone de la plaine.
- Zone steppique. (Webmaster 06).

VII-3- La géologie :

La plaine de Sidi Bel Abbès est l'un des plus vastes bassins versants de l'Oranie. Ce bassin est limité, au nord par les Monts de Tessala, au sud par la ride anticlinale des Hauts-Plateaux de Ras-El-Maa, à l'ouest par le bassin de l'oued Isser et à l'est par les Monts des Beni Chougrane et oued El Hammam. La plaine est traversée du sud vers le nord par l'oued Mekerra et son affluent pérenne (l'oued Tissaf). Elle correspond à une cuvette dont les reliefs de bordure sont géologiquement très diversifiés. Sur la bordure nord, les monts du Tessala sont allongés en direction sud ouest-nord est, très plissés à ossature crétacée et à recouvrement tertiaire très épais (Sourisseau 1973). Sur la bordure sud, les monts de Tlemcen-Saïda sont formés presque totalement de matériaux du Jurassique moyen à supérieur et du Crétacé inférieur à moyen. Compris entre deux môles granitiques, ce massif peu plastique du Mésozoïque est disloqué par deux systèmes de faille.

Sur la bordure ouest, les collines de marnes helvétiques séparent les bassins versants de l'oued Isser et l'oued Mekker. A l'est, un prolongement des Beni Chougrane, par la série marnaise du Miocène de Bou Henifia, atteint l'extrémité orientale de la plaine de Sidi Bel Abbés.

Le centre de la plaine est une large cuvette à substratum uniforme argilo-marneux, gris et vert, daté du Miocène ou du Pliocène (Sourissou 1973), comblé par des formations quaternaires très hétérogènes essentiellement conglomératiques de galets hétérométriques (centimétriques à décimétriques) et des dépôts sableux et gréseux alternant le plus souvent avec des limons rouges, contenant des petites lentilles de conglomérats d'âge pliocène. Le remplissage argilo-sableux plio-quaternaire contient une nappe exploitable dont le débit des eaux est proportionnel aux pourcentages d'éléments sableux et argileux présents. Les chenaux conglomératiques situés le long des oueds Tissef et Mekerra constituent la zone la plus importante de la nappe aquifère. L'épaisseur des conglomérats peut atteindre 38 mètres dans l'axe des chenaux (DHW, 2013).

VII-4- Démographie :

La wilaya de Sidi Bel Abbés comptait environ 575494 habitants, en 2009. La population de la wilaya est évaluée à 641.348 habitants en fin Décembre 2010, soit un volume additif de 9.437 habitants par rapport à l'année précédente.

La population de la wilaya de Sidi Bel Abbés se trouve concentrer en grande partie dans le nord-ouest dans une superficie de 9.150,63 km² soit la densité de la wilaya est de 70 hab/km². La commune de Sidi Bel Abbés occupe une superficie de 69,74 km² soit 0,76% de la superficie totale, compte 224.225 habitants correspondant à 34,96% de la population totale, soit une densité de 3215 hab/km² (DPAT, 2012).

VII-5- Caractéristiques climatiques :

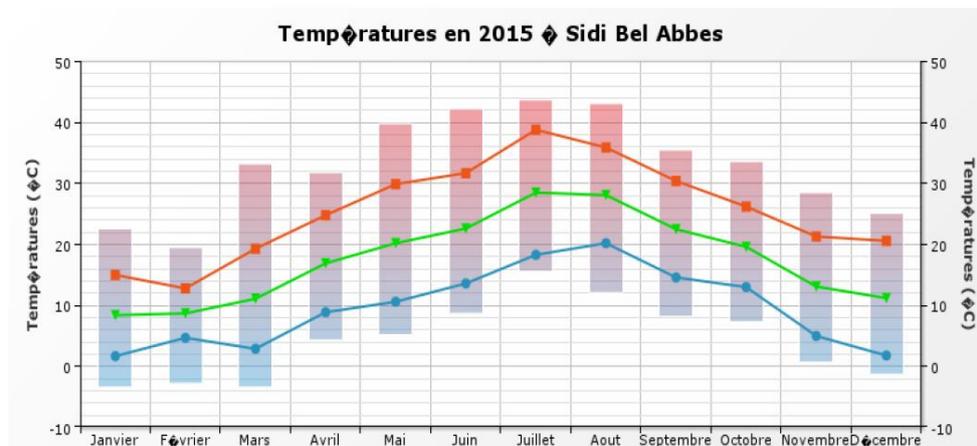
La région de Sidi Bel Abbés, de par sa position géographique, est soumise aux conditions climatiques du continental et aux faibles influences maritimes.

Son climat se définit par une période chaude et sèche et une période fraîche ou prédominant les caractéristiques du climat méditerranéennes surtout à travers son régime de pluie est très contrasté. (ONM, 2015).

VII-5-a- Températures :

Les températures sont variables, selon l'altitude et les expositions, mais leur variation dans le temps (variations annuelles ou journalières) est caractéristique de chaque région.

La température moyenne de l'air varie suivant les saisons et influe directement sur celle des eaux superficielle. (Webmaster 07).



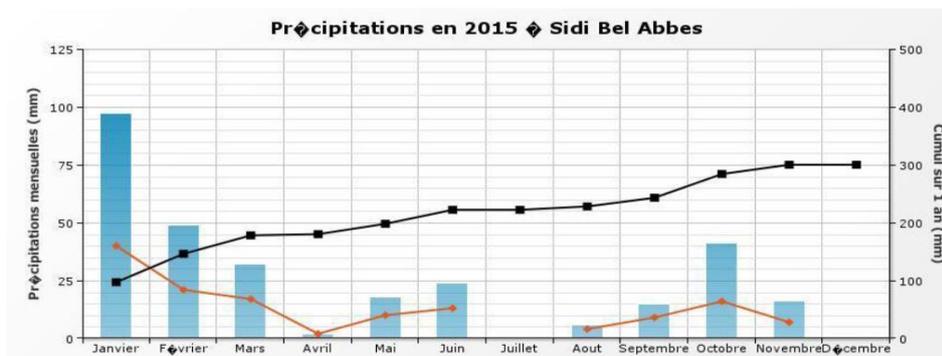
■ Température extrême. ● Température minimale. ▲ Température moyenne.

Figure 8: Variation de la Température à SIDI BEL ABBES durant 2015

VII-5-b- Pluviométrie : La hauteur moyenne annuelle des pluies est relativement assez faible dans la région de Sidi Bel Abbès. Elle n'exécède qu'exceptionnellement les **400 mm** par an, une année sur cinq, en moyenne, selon l'analyse des relevés réalisés sur près de **20** ans.

La répartition des pluies revêt un caractère fondamental dans la mesure où elle conditionne étroitement l'alimentation des ressources hydriques souterraines et de surfaces ainsi que le développement sinon la vie même du végétal.

La ville de SBA, comme toute la région de l'Ouest algérienne est sévèrement affectée par l'insuffisance et l'irrégularité des pluies. (ONM, SBA, 2015).



■ Cumul sur 1 mois. ■ Cumul total. ▲ Cumul mensuel (normales saisonnières Maxi sur 24 h).

Figure 9: Variation de la Précipitation à SIDI BEL ABBES durant 2015.

VII-5-c- Evaporation : L'évaporation est la restitution de l'eau à l'atmosphère sous forme de vapeur à partir des sols et des nappes libres (Ferka, 2006).

Les valeurs mensuelles des évaporations de la wilaya de Sidi Bel Abbés de l'année 2015 sont représentées sur le **tableau (03)** : (Webmaster 07)

Mois	Jan	Fev	Mar	Avr	Mai	Jun	Jul	Aot	Sep	Oct	No	Déc
Evaporation (mm)	92.9	85.2	118.7	135.4	195.1	358.3	370.1	312.6	196.8	154.1	78.4	70.5

VII-6- Réseau hydrographique de la wilaya de sidi bel abbés :

Le réseau hydrographique reste assez important, il est dominé par l'oued Mekkera dont le tracé divise la wilaya en deux parties du Nord au Sud. Il faut signaler que les écoulements restent très faibles car les cours d'eau sont secs plus de 8 mois dans l'année. On distingue :

➤ Le sous-bassin de l'oued Mekkera drainant un bassin versant de **4150 km²**, dont **3629 Km²** sur la wilaya de Sidi Bel Abbés, suit le cours de son Oued sur une longueur de **136 Km**. Il prend sa source à plus de **1300 m** d'altitude, en drainant une partie de la zone steppique de Ras El Me et de Redjem Démouche. Ses eaux qui s'écoulent vers le Nord, estimées à **69,2 hm³/an**, alimentent les barrages de Sarno dans la wilaya et barrage Cheurfas de Mascara. Ce bassin qui dispose d'un réseau de station de mesure est particulièrement connu par ses crues exceptionnelles et répétées qui est la cause de désastreuses inondations au niveau de la plaine de Sidi Bel Abbés. (DHW.SBA, 2003).

➤ Le sous-bassin d'El Hammam, s'étale sur une superficie de **1240 Km²** en rassemblant des apports de l'Oued Melghir, l'Oued Ténira et Oued Séfioune estimés à **73 hm³/an**. Ces Oueds qui prennent leurs sources sur les versants Nord des monts de Dhaya à une altitude dépassant les **1200 m**, déversent leurs eaux vers l'Est de la Wilaya pour alimenter le barrage de Bouhanifia.

➤ Le sous-bassin du Chott Chergui drainant les eaux de la zone steppique avec un écoulement endoréique, là aussi sans influence sur les communes du Sud de la Wilaya (Berrahal et al, 2010).

Le bassin versant de Chaabet Tessala petit affluent de l'oued Sarno, couvre une superficie de 2448 km². Culminant à une altitude de 635m dans la région de Djebel Hedjara, le bassin est limité au nord comme l'ouest par les monts de Tessala séparant les côtiers oranais de la Macta, et au sud comme à l'est par l'oued Sarno vers son exutoire au barrage qui porte son nom. (DHW.SBA, 2003).

Le micro bassin versant relatif au site arrêté à l'exutoire a pour coordonnées Lambert :

- Longitude X= 187,800.
- Latitude Y=221,300.
- Altitude Z = 502,20m.

Les caractéristiques morphométriques du bassin se présentent comme suit :

- Surface du bassin versant :2,448 km².
- Périmètre du bassin :7,100km.
- Altitude Maximale :635,00m.
- Altitude Minimale :502, 20m.
- Longueur du talweg principal :3.31km.
- Pente moyenne du bassin :2,954%.
- Pente de l'oued principal :18, 7km-1
- Coefficient de compacité :1.27. (DHW.SBA, 2003).
-

L'eau est une source de vie qui circule en permanence d'un milieu vers l'autre, ce qui crée une interdépendance forte entre les divers milieux : eau de surface et eau souterraine, le réseau hydrographique est représenté essentiellement par les eaux superficielles et souterraines (Bordet, 2007).

La présente étude est basée sur deux aspects très importants à savoir :

- a) La conception du peuplement zooplanctonique de la retenue de Tessala (wilaya de Sidi Bel Abbés) appuyé sur l'analyse faunistique en tenant compte de son évolution spatio-temporelle.
- b) L'étude de la physico-chimie de l'eau de la même retenue afin de mettre en évidence la qualité du milieu dans la quelle vit ce peuplement.

I- Présentation de site d'étude

I-1- Cadre géographique

La commune de Tessala se située à 13 km au nord ouest du chef lieu de la wilaya de Sidi Bel Abbés, elle est limité :

Au Nord par la commune d'Oued Sabah.

A l'Est ; la commune de Ain Trid.

A l'Ouest ; la commune de Sehala Thaoura.

Au Sud ; la commune de Sidi Lahcen.

Les monts de Tessala sont orientés NE-SW appartiennent au Tell méridional. Ils constituent un ensemble de hautes collines dont le principal sommet est Djebel Tessala 1061m. Tandis que vers le Sud et le Sud Est, l'altitude décroît progressivement vers la vallée de l'Oued Sarno et la plaine de Sidi Bel Abbés de 400 à 500m (DHW, 2003).

I-2-Localisation du site

La retenue de Tessala est située à environ 3km vers l'est du centre de la commune de Tessala ; le site présente par les coordonnées Lambert suivantes : X= 187,800 et Y = 221,300 L'accès au site est très facile, on emprunte la route nationale n° 95 en allant vers la commune de Tessala. A 3km de cette dernière, une déviation de 45m sur la droite donne accès au site (DHW, 2003).

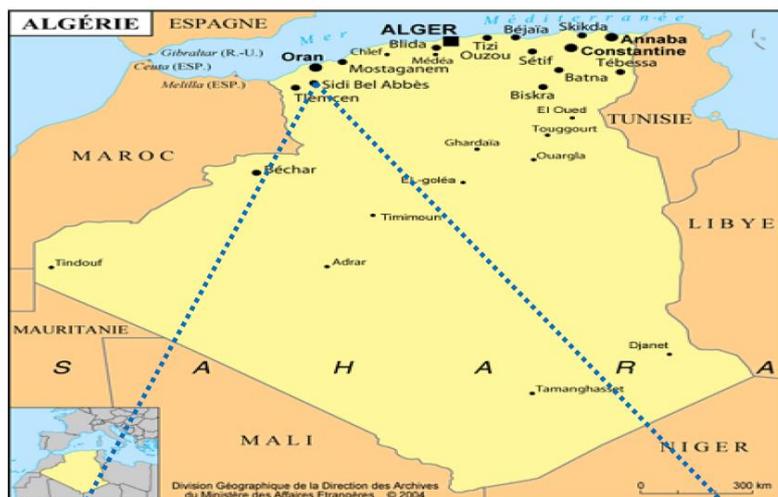


Figure : 10 : Localisation de la retenue Collinaire de Tessala (Web Master)

I-3- Cadre géologique général :**I-3-a- L'autochtone :**

Il est représenté par des formations récentes et actuelles.

- **Quaternaire** : le bassin versant de la zone d'étude est caractérisé par des alluvions récentes non rubéfiés au-dessus d'un glacis ancien polygénique à encroutements calcaires épais bien développés dans la zone d'étude.

- **Pliocène** : il est représenté par une dalle conglomérat à ciment calcaro-détritique à la base, surmonté par un ensemble fluvial, lenticulaire de conglomérat, graviers, sables et argilites rouges, ce dernier faciès prédomine le sommet de cet étage.

I-3-b- Allochtone : il est caractérisé par l'ensemble des suivantes de haut en bas :

- **Oligo-Miocène** : cet étage est peu représenté dans la zone d'étude, il est constitué de marnes brunes ou vertes et de grès fins calcaréneux roux à nombreuses figures sédimentaires, les proportions marnes-grès sont variables.

- **Sénonien** : supérieur et Paléocène : les formations de cet étage sont les plus anciennes dans le bassin versant constituées de marnes brunes et marno-calcaires. (DHW.2003)

I-4- Caractéristiques principaux de la retenue collinaire de Tessala :

Les caractéristiques sont démontrées dans le **tableau (04)**: (DHW.2003)

N°	Données principaux	Quantité
01	Hauteur de la digue	10.60 m
02	Longueur en crête de la digue	199 m
03	Hauteur maximales des eaux	09.60 m
04	Volume total de la retenue	174.520 m3
05	Volume utile de la retenue	89.457 m3
06	Volume mort de la retenue	3767 m3
07	Surface inondée	60.000 m2
08	Surface irriguée	35 A

II-Méthodologie

II-1- choix des stations :

Après une observation sur carte géographique et une visite sur terrain nous avons choisi quatre (04) stations de prélèvement sur les berges de la retenue avec une profondeur de 50 cm dans l'eau essayant de balayer toute les périmètres importants de cette retenue.

Les différentes stations ont été choisies selon plusieurs facteurs tel que (l'accessibilité au site, la distance entre les stations, la végétation des berges...).

Les stations choisies sont montrées clairement sur la figure (13).



Figure 11: localisation des stations sur le site d'étude. (Webmaster 09).

II-2-Méthodes de prélèvements :

Notre échantillonnages ont été pris au cours de 9 mois (du 25 Mars 2015 au 25 novembre 2015) à une fréquence mensuelle avec un total de 72 prélèvements en générale entre l'étude zooplanctonique (36 prélèvements) et l'étude physico-chimie (36 prélèvements).

On a réalisé toutes les sorties d'échantillonnages à la période matinale (9h-11h) comme il montre le **tableau (05)** :

Tableau (05) : horaires des sorties d'échantillonnages :

<i>Date</i>	<i>Prélèvements</i>
25/03/2015	P 01
26/04/2015	P 02
25/05/2015	P 03
25/06/2015	P 04
26/07/2015	P 05
27/08/2015	P 06
25/09/2015	P 07
26/10/2015	P 08
25/11/2015	P 09

II-2-a- Prélèvements des zooplanctons :

Les prélèvements sont réalisés à l'aide d'un filet à plancton présentant une ouverture de 30 cm de diamètre et une longueur de 130 cm. Confectionné à partir d'une toile de soie à bluter dont les mailles rondes ont un diamètre de 55 μm (Lamotte et *al.*, 1971), il a un fond constitué par un récipient. Le filet est enfoncé dans l'eau à une profondeur de 50 cm et il est poussé sur une distance de la longueur de bras de leur cerceau avant d'être relevé.

Cette méthode de prélèvement concentre le zooplancton dans le récipient au fond du filet, ce qui facilite la reconnaissance des espèces et l'estimation de la part de chacun d'eux lors de chaque prélèvement. Les prélèvements étant toujours effectués selon le même mode opératoire, les données permettent cependant des comparaisons instructives dans le temps comme dans l'espace (Bouzidi et *al.*, 2010).

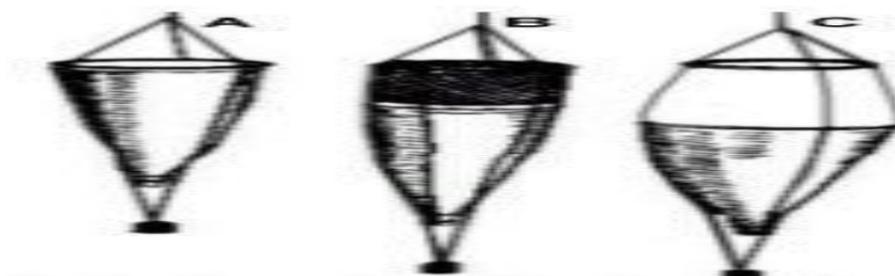


Figure 12: Trois types de filets à plancton : (A) Conique, (B) Cylindro-conique, (C) Conique à ouverture réduite (Webmaster 10).

Les analyses biologiques ont été réalisées au laboratoire de la faculté des sciences de la nature et vie d'université Djilali Liabés (Sidi Bel Abbès) à l'aide d'une binoculaire et un microscope photonique.

II-2-b- Prélèvements physico-chimie :

Le prélèvement d'un échantillon d'eau est une opération délicate à laquelle le plus grand soin doit être apporté ; il conditionne les résultats analytiques et l'interprétation qui en sera donnée. L'échantillon doit être homogène, représentatif et obtenu sans modifier les caractéristiques physico-chimiques de l'eau « gaz dissous, matières en suspension, etc. » (Rodier et *coll.*, 2009).

- **Le mode de prélèvement :**

Les flacons en verre borosilicaté d'1 litre seront plongés à une certaine distance du fond (20 à 30 cm), assez loin des rives en évitant la remise en suspension des dépôts de sédiments.

La température de l'eau et le pH sont mesurer in-situ respectivement par un thermomètre et un pH-mètre. (Rodier et *coll.*, 2009).

- **Conservation :**

Les échantillons d'eau sont maintenus à une température de 4°C et à l'obscurité dans une glacière permettant d'assurer une conservation satisfaisante puis transportées directement au laboratoire en vue des analyses physico-chimiques.

En pratique, le préleveur évitera de constituer un échantillon moyen s'étalant sur plus de 24 heures.

Pour faciliter le travail de l'analyse et de l'exploitation des résultats tout en évitant les erreurs, il convient d'étiqueter ou de numéroter les prélèvements. Chaque flacon doit être accompagné d'une fiche signalétique permettant de rassembler les renseignements utiles au laboratoire.

II-3- Les Analyses

II-3-a- Analyses physico-chimiques

Les eaux douces stagnantes naturelles ont une composition très variable. Elles contiennent donc des nombreuses substances qui sont en interaction étroite avec les organismes vivants.

Les analyses physico-chimiques de l'eau de la retenue collinaire de Tessala ont été réalisées au niveau du laboratoire de chimie de l'ENIE et l'ONA.

Mode opératoires :**II-3-a-1- Méthodes sensoriels :****• (Odeur et saveur) :**

A l'état naturel, une concentration de la minéralisation introduit un goût plus au moins accentuée dans l'eau, s'il y absence des sels habituels et l'anhydride carbonique la saveur de l'eau sera fade.

Si elle renferme une trop grande quantité de chlore, l'eau aura une saveur saumâtre.

Si elle contient de forte quantité de sels de magnésium ; l'eau aura un goût amère.

Les mauvais goûts de l'eau ne sont pas grave de point de vue de l'hygiène, mais ils sont désagréables pour l'emploi de cette eau comme boisson.

II-3-a-2- Méthode colorimétrique :**• La couleur :**

1. La longueur d'onde est de **455nm**.
2. Remplir 25ml d'eau désionisée (l'eau distillée) dans une cuve pour étalonner le spectrophotomètre
3. Mettre 25 ml d'eau à analyser dans une 2ème cuve.
4. Mettre la 2ème cuve dans le spectrophotomètre
5. Lire directement la couleur en **UAC**. (ENIE, 2012).

• La turbidité :

1. La longueur d'onde est de **450nm**
2. Remplir 25ml d'eau désionisée (l'eau distillée) dans une cuve pour étalonner le spectrophotomètre
3. Mettre 25 ml d'eau à analyser dans une 2ème cuve.
4. Agiter manuellement l'eau à analysé.
5. Mettre la 2ème cuve dans le spectrophotomètre
6. Lire directement la turbidité en **FTU**. (ENIE, 2012).

• Nitrate (NO₃) :

1. la longueur d'onde est de 500 nm
2. Remplir 25ml d'eau à analyser dans une cuve pour étalonner le spectrophotomètre
3. Remplir 25 ml de l'eau à analyser dans une 2^{ème} cuve.
4. Ajouter une gélule de **Nitraver 5**.
5. Agiter pendant **1 min**.
6. Laisser se reposer pendant **5 min**
7. Mettre la 2ème cuve dans le spectrophotomètre
8. Lire directement la concentration de l'azote en mg/l

NB : Résultat ne concerne que l'azote **N**

Donc pour calculer NO_3 on applique la formule suivante :

$$\text{NO}_3 = (\text{N}) \times 4.4$$

4.4 = Masse molaire de NO_3 / masse molaire de N. (ENIE, 2012).

• **Nitrite (NO_2) :**

1. la longueur d'onde est de 500 nm
2. Remplir 25ml d'eau à analyser dans une cuve pour étalonner le spectrophotomètre
3. Remplir 25 ml de l'eau à analyser dans une 2^{ème} cuve.
4. Ajouter une gélule de *Nitriver 3*.
5. Agiter pendant 1 min.
6. Laisser se reposer 10 min.
7. Mettre la 2^{ème} cuve dans le spectrophotomètre
8. Lire directement la concentration de l'azote en mg/l

NB : Résultat ne concerne que l'azote N

Donc pour calculer NO_3 on applique la formule suivante:

$$\text{NO}_2 = (\text{N}) \times 3.3$$

3.3 = Masse molaire de NO_2 / masse molaire de N. (ENIE, 2012).

• **Cuivre(Cu) :**

1. la longueur d'onde est de 560nm
2. Remplir 25ml d'eau à analyser dans une cuve pour étalonner le spectrophotomètre
3. Remplir 25 ml de l'eau à analyser dans une 2^{ème} cuve
1. Ajouter une gélule de *Cuver I*.
2. Laisser se reposer pendant 2 min
3. Mettre la solution dans le spectrophotomètre.
4. Lire directement la concentration de Cu en mg/l. (ENIE, 2012).

• **Fer (Fe) :**

1. la longueur d'onde est de 510nm
2. Remplir 25ml d'eau à analyser dans une cuve pour étalonner le spectrophotomètre
3. Remplir 25 ml de l'eau à analyser dans une 2^{ème} cuve.
4. Ajouté une gélule de *FerroVer*.
5. Laisser se reposer pendant 2 min.
6. Mettre la 2^{ème} cuve dans le spectrophotomètre.
7. Lire directement la concentration de Fe en mg/l. (ENIE, 2012).

• **Matière en suspension (MES) :**

1. Ajuster le spectrophotomètre à l'intervalle **IR**
2. Remplir 25ml d'eau de robinet dans une cuve pour étalonner le spectrophotomètre
3. Mettre 500 ml de l'eau à analyser dans un mixeur
4. Agiter à une vitesse très élevé pendant 2 min.
5. Pipeter 25 ml de l'eau à analyser dans le centre du mixeur

6. Introduire les 25ml pipeter dans une 2^{ème} cuve
7. Agiter manuellement avant de mettre l'échantillon dans le spectrophotomètre
8. Mettre la cuve dans le spectrophotomètre.
9. Lire directement la concentration du MS en mg/l. (ENIE, 2012).

II-3-a-3- Méthode volumétrique :

- **La dureté totale (Ca^{+2} , Mg^{+2}) :**

1. Mettre 10 ml de l'eau à analyser dans un Erlenmayer
2. Ajouter 3 gouttes de solution tampon (*Ammoniac*) et agiter.
3. Ajouter une gélule *Manver II* et agiter.
4. Titrer avec *EDTA (0,02N)* (acide éthylène diamine tétra-acétique) jusqu'à virage de couleur du rouge au bleu pur.

Résultat : (en équivalent de CaCO_3). (ENIE, 2012).

La dureté (mg/l) = V. 100

V= le volume versé de EDTA.

Note :

- A- Titrer lentement vers le point d'équivalence pour laisser le temps de se réagir et la couleur se change; spécialement si l'eau est froide.
- B- La présence de cuivre ou du fer peut masquer ou retarder le point d'équivalence. On peut éliminer ces interférences par addition de 0.2g de cyanure de potassium après l'étape N°2. (ENIE, 2012).

- **Dosage de calcium (Ca^{+2}) :**

1. Mettre 10 ml de l'eau à analyser dans un Erlenmayer
2. Ajouter 3 gouttes de *KOH* (8N)
3. Ajouter une gélule de *Claver II* et agiter.
4. Titrer avec *EDTA* (acide éthylène diamine tétra-acétique) jusqu'à virage de couleur du rouge au bleu pur.

Résultat :(en équivalent de CaCO_3)

$[\text{Ca}^{2+}] \text{ mg/l} = V_1. 100V_1$ =le volume versé de EDTA

Note : La présence de cuivre ou du fer peut masquer ou retarder le point d'équivalence. On peut éliminer ces interférences par addition de 0.2g de cyanure de potassium après l'étape N°2. (ENIE, 2012).

•Magnésium :

-Calcul direct

-C'est la valeur de la dureté totale moins la valeur du calcium. (ENIE, 2012).

II-3-a-4- DCO et DBO5 :**• DCO :**

Réactifs : solution digestive pour DCO : 0-150ppm.

Homogénéiser 500ml d'échantillon pendant 2 mn.

Incliner le tube réactif de DCO à 45 degré et ouvrir le, on injecte 2ml de l'eau d'échantillon.

Agiter bien le tube de réactif après leur fermeture (prudence à la chaleur).

Mettre le tube dans un thermo-réacteur à 150°C pendant 120 mn. Laisser le refroidir 20mn.

Lire les résultats par un spectrophotomètre avec une longueur de 420nm. (ONA, 2013).

• DBO5 :

Prise d'essai : Elle dépend de la charge de l'échantillon, celle-ci dépend de l'origine de l'échantillon, de la couleur, de l'odeur et de la charge en matières en suspension.

Dosage :

- 1) Rincer le flacon avec de l'échantillon.
- 2) Mesurer exactement la quantité souhaite d'échantillon saturé en oxygène (homogénéiser avec précaution).
- 3) Mettre le barreau magnétique dans le flacon.
- 4) Insérer le godet caoutchouc dans le goulot du flacon.
- 5) Mettre 01gramme de NaOH dans le godet caoutchouc à l'aide d'une pince.
- 6) Visser l'Oxi top directement sur le flacon d'échantillon.

Lancer la mesure : -Appuyer sur A et B simultanément jusqu'à ce que l'afficheur indique 0

- Maintenir le flacon de mesure avec l'Oxi top à 20°C pendant 5 jours.
- L'échantillon est agité en continu pendant 05 jours. L'Oxi top mémorise automatiquement une valeur toutes les 24h sur 05 jours.
- Lecture des valeurs mémorisées à la fin des 05 jours. (ONA, 2013).

- **Traitement statistique des résultats :**

Les données enregistrées ont été soumises également à une analyse en composantes principales (ACP) en vue de synthétiser l'information contenue dans un tableau croisant des individus et des variables quantitatives (Kouani et *al.*, 2007). On a utilisé le logiciel **STATISTICA 6** afin d'assurer le traitement des données à l'aide des statistiques élémentaires. Une ACP (Analyse des correspondances Principales) a été choisi dans le but de visualiser les affinités existantes entre les paramètres physico chimiques et la répartition des individus.

II-3-b-Analyses Biologiques

II-3-b-1- Identification et dénombrement des espèces

Les flacons d'échantillons sont triés et sélectionnés en groupes zooplanctonique sur l'itinéraire suivant :

- Filtration des échantillons à l'aide d'un récipient filtrant de 55 µm de vide de maille.
- Conservation des échantillons d'espèces par l'utilisation du formol à 4% pour éviter la décomposition des organismes.
- Verser les espèces dans une boîte de pétri.
- A l'aide d'une loupe binoculaire, un microscope photonique et des clés de détermination des espèces zooplanctoniques, on a pu identifier et dénombrer les espèces existantes dans nos échantillons.
- Calculer les caractéristiques biologiques générales.

II-3-b-2- Caractéristiques biologiques générales

Avant d'établir un protocole d'échantillonnage spécifique , il est primordial de déterminer les objectifs de l'étude et de la définition de la biodiversité que l'on veut utiliser , alors que les mesures concernant la biodiversité sont assujetties à des identifications taxinomiques précises et l'utilisation des caractéristiques générales pour mieux étudier les populations zooplanctoniques . Elles tiennent compte de l'abondance et la dominance (in Sefsaf, 2014).

- **L'abondance (Ab)**

C'est le nombre d'individu de toutes les espèces dans un prélèvement ou d'une station.

$$Ab = \sum ni$$

Avec ni = nombre d'individus.

- **La dominance (Do)** est le rapport en pourcentage du nombre d'individus (ni) de l'espèce (i) sur le nombre totale d'individus (N) du prélèvement considéré ou c'est le nombre d'individus du groupe zoologique sur le total des individus des groupes zoologiques présents dans la station.

$$Do = ni/N * 100$$

Avec

ni = nombre d'individus

N = nombre total des individus des différentes groupes zoologiques de la station.

I-Résultats et discussions des analyses physico-chimiques :**I-1-Saveur et Odeur :**

On a senti que la saveur des eaux de la retenues de Tessala est généralement fade peut être à l'effet de l'absence de l'anhydride carbonique.

Quant à l'odeur de ces eaux, on constate que ces derniers ne présentent pas d'odeur forte.

I-2- Couleur

Tableau 06 - Valeurs de la couleur de l'eau (UCV) de la retenue de Tessala.

STATIONS PRELEVEMENTS	S1	S2	S3	S4
1	24	25	50	50
2	29	28	54	57
3	38	37	58	63
4	50	53	63	71
5	65	75	82	80
6	70	83	90	87
7	68	75	71	76
8	54	60	64	65
9	55	59	62	61

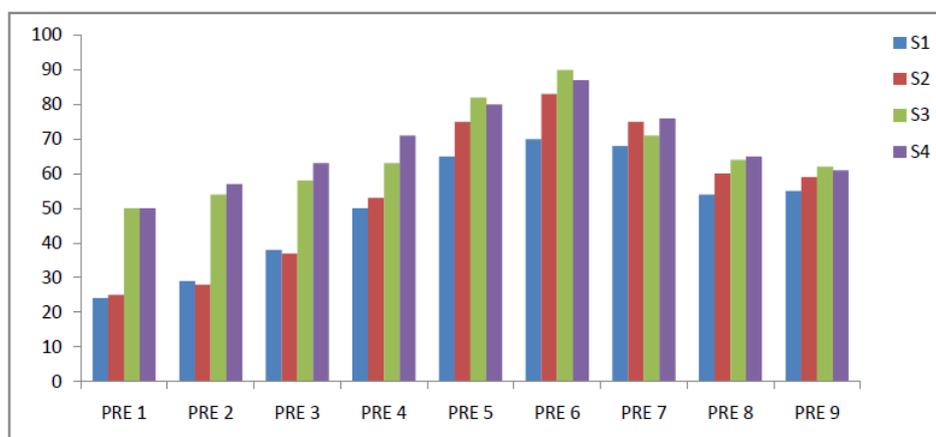


Figure 13 : Histogramme des valeurs de la couleur de l'eau de la retenue de Tessala.

on a obtenu des résultats élevés pour le niveau de coloration des eaux de la retenue Tessala surtout en période estivale (Juillet, Aout) dans les prélèvements 5,6 et 7 atteignant des valeurs maximales (90 UCV) et plus apparent dans les stations S3 et S4 localisées dans un endroit de la retenue où il y absence de courant d'eau des vagues. Cette coloration en période estivale due probablement à la baisse de niveau des eaux et un début d'eutrophisation.

I-1-c- Température(T°C)

Tableau 07 - Valeurs de la T°C de l'eau de la retenue de Tessala.

STATIONS PRELEVEMENTS	STATIONS				Norme OMS (°C)
	S1	S2	S3	S4	
1	16	17	16.5	15	25
2	17	17.5	17	16.9	
3	18.8	18	19	17.9	
4	19.8	18.9	20.0	18.6	
5	20.5	21.2	22	21.9	
6	23	23.4	23	23.6	
7	24.5	24	25	24.9	
8	25	24	24	24.5	
9	21	20.5	21	21	

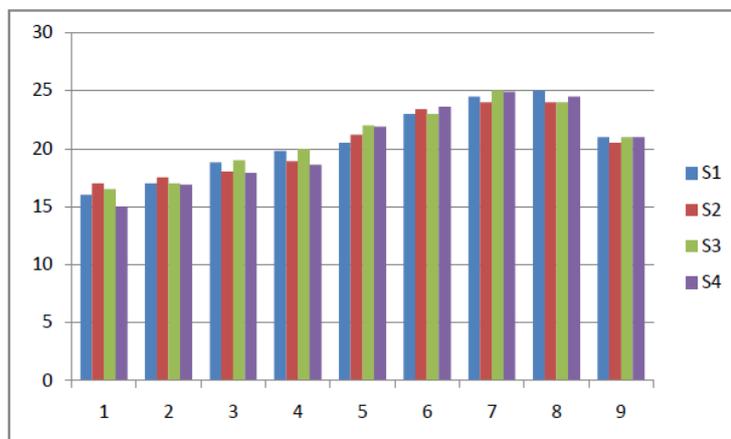


Figure 14 : Histogramme des valeurs de la TC° de l'eau de la retenue de Tessala.

Pour la température des eaux de la retenue, les mesures in-situ à l'aide d'un thermomètre portatif montrent que les températures varient entre 15° (S4) en période hivernale (P1) et 25°(S3) en période estivale.

I-1-d- Matières en suspension (MES)

Le tableau 08 détaille les observations faites entre les prélèvements au niveau du site d'étude pour les particules en suspension (MES)

Tableau 08 : valeurs de la MES de l'eau de la retenue de Tessala.

STATIONS PRELEVEMENTS	S1	S2	S3	S4	Norme OMS (mg/l)
1	2.8	3.2	3.4	3.5	30
2	2.2	2.5	2.4	2.5	
3	7.1	9.32	10.1	10	
4	12.6	15.3	16.1	14.8	
5	17.4	19.2	18.7	17.9	
6	21.2	23.4	24	22.4	
7	18.1	19.2	18.9	18.2	
8	11.1	12.6	12	11	
9	8	8.8	9	8.3	

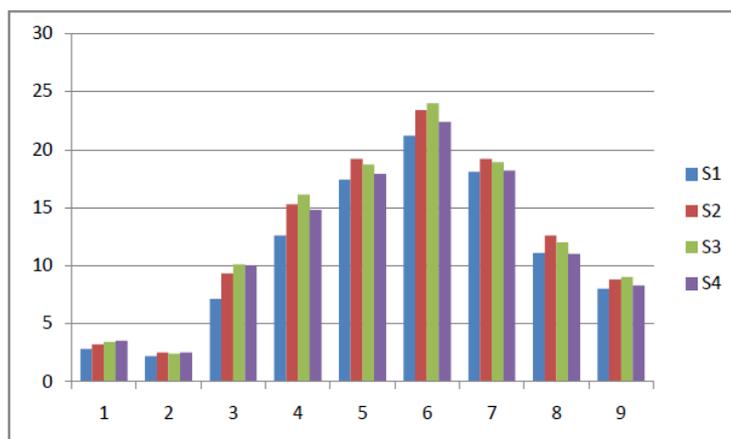


Figure 15 -Teneur en MES de l'eau de la retenue de Tessala.

Durant ce prélèvement, on enregistre des valeurs faibles excepté les prélèvements P6 et P7 où les teneurs de la MES sont plus ou moins importantes mais elles restent toujours inférieures aux normes établies par l'OMS.

On constate pendant la période hivernale, les teneurs en MES des prélèvements 1 et 2 que la concentration des MES présentent un taux très faible due principalement aux précipitations. En remarque le même phénomène dans les prélèvements 8 et 9 après de fortes précipitations à la fin de la période estivale. Par contre en mois de juillet, aout et septembre, la concentration en MES connaisse un taux partiellement élevé.

I-1-e- Turbidité

Tableau 09 : valeurs de la Turbidité de l'eau de la retenue de Tessala

STATIONS PRELEVEMENTS	S1	S2	S3	S4	Norme OMS (NTU)
1	20	15	30	30	5
2	19.7	15.2	25	26	
3	18	16.3	22.6	21	
4	17	16.8	18.7	18	
5	25	26.3	27.2	26.1	
6	31.3	32.1	32	30.9	
7	21.2	22.7	22.9	21.7	
8	25	26.6	26.4	25.8	
9	27	28	27.4	26.5	

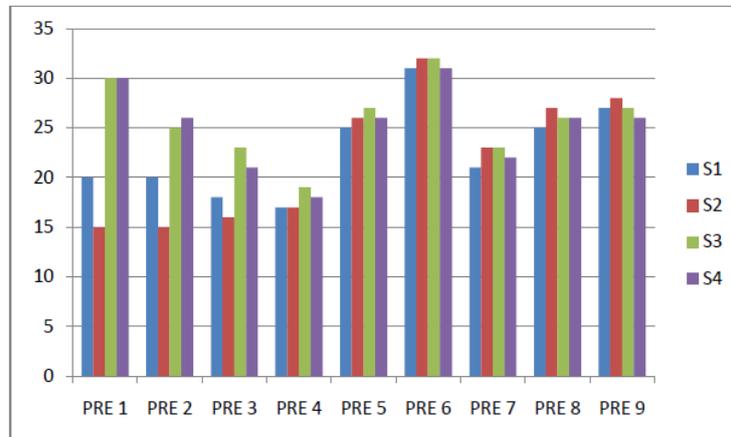


Figure 16 : Histogramme des valeurs de la Turbidité de l'eau de la retenue de Tessala.

Pour la turbidité on remarque que les résultats obtenues sont généralement dépassés les valeurs admises par l'OMS ou elles arrivent jusqu'à 32.1 NTU dans la 2^{ème} station du 6^{ème} prélèvement due principalement aux matières en suspension et le drainage des pluies sur les terres agricoles entourées de cette retenue. Cette turbidité si elle n'est pas traitée peut conduire à une eutrophisation par l'empêchement de pénétration de flux solaire dans le fond des eaux.

I-1-f- pH

Tableau 10 : valeurs de la Ph de l'eau de la retenue de Tessala.

STATIONS PRELEVEMENTS	S1	S2	S3	S4	Norme OMS
1	7.5	7.6	7.4	7.45	6.5-9
2	7.5	7.75	7.45	7.65	
3	7.3	7.25	7.6	7.8	
4	7.4	7.35	7.45	7.5	
5	7.9	7.8	7.8	7.7	
6	7.8	7.7	7.6	7.8	
7	7.2	7.1	7.9	7.6	
8	7.7	7.9	8	7.8	
9	7.9	8	8	7.9	

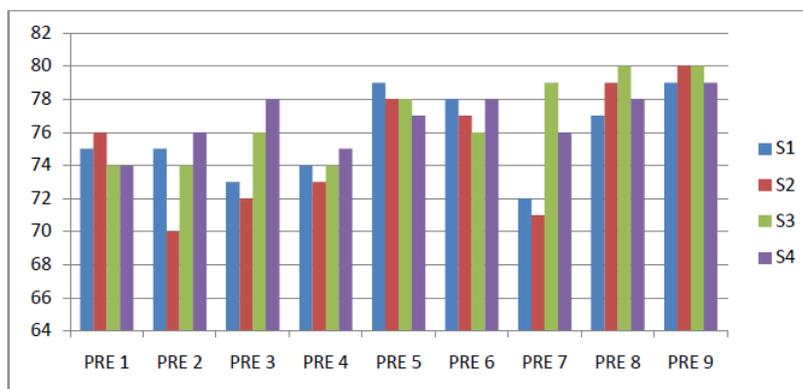


Figure 17 : Histogramme des valeurs de Ph de l'eau de la retenue de Tessala.

Le potentiel d'hydrogène marque des valeurs varies entre 7.1 enregistré au 7^{ème} prélèvement à la 2^{ème} station et 8 au 8^{ème} prélèvement à la 3^{ème} station qui sont généralement admise par la valeur établie par l'OMS (6.5-9). Mais ces résultats peuvent noter une alcalinité partielle de ces eaux car elles dépassent généralement la valeur 7 neutre.

I-1-g- Dureté

Tableau 11 : valeurs de la Dureté de l'eau de la retenue de Tessala.

STATIONS PRELEVEMENTS	S1	S2	S3	S4	Norme OMS (ppm)
1	420	420	410	430	≤ 200
2	400	410	400	420	
3	350	415	415	400	
4	325	420	400	390	
5	369	392	400	405	
6	410	420	400	400	
7	380	375	390	380	
8	320	340	325	325	
9	350	365	360	345	

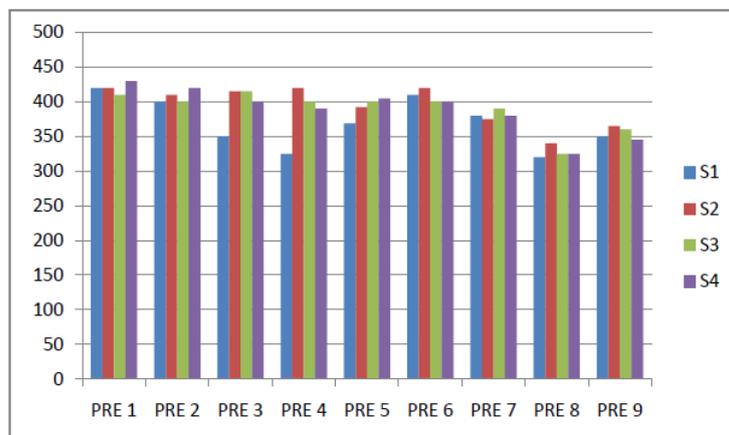


Figure 18 : Histogramme des valeurs de la Dureté de l'eau de la retenue de Tessala.

Un excès des concentrations de la dureté entre 320 ppm au 8^{ème} prélèvement à la 1^{ière} station et 420 ppm du 1^{er} prélèvement à la 1^{ière} station comparativement aux normes OMS qui est également due à la concentration de Calcium et Magnésium qui sont en relation étroite avec la dureté.

I-1-h- Calcium :

Tableau 12 : valeurs de Calcium de l'eau de la retenue de Tessala.

STATIONS PRELEVEMENTS	STATIONS				Norme OMS (mg/l)
	S1	S2	S3	S4	
1	280	310	270	310	≤200
2	272	315	290	300	
3	270	340	310	290	
4	260	360	320	270	
5	252	271	264	245	
6	187	192	178	181	
7	165	174	162	157	
8	124	136	142	131	
9	154	166	159	150	

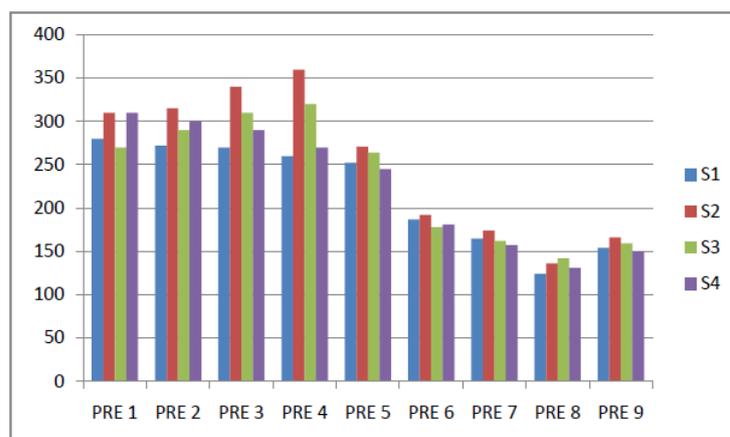


Figure 19 : Histogramme des valeurs de Calcium de l'eau de la retenue de Tessala.

Pour le calcium, on marque que dans les 5 premiers prélèvements (mars, avril, mai, juin et juillet), les valeurs dépassent la normes OMS 200mg/l par un seuil de 360 mg/l dans le 4^{ème} prélèvement à la 2^{ème} station due essentiellement à la lithologie des terres agricoles entourés de la retenue et aux précipitations qui mènent un taux de calcium des ces terres et le dissoute dans ces eaux contrairement à la période estivale à partir de 6^{ème} prélèvement ou le taux de précipitation diminue et réduit avec lui la dissoute de calcium (124 mg/l du 8^{ème} prélèvement à la 1^{ière} station) des terres de périmètres.

I-1-i- Cuivre

Tableau 13 : valeurs de Cuivre de l'eau de la retenue de Tessala.

PRELEVEMENTS	STATIONS				Norme OMS (mg/l)
	S1	S2	S3	S4	
1	0.16	0.17	0.11	0.15	≤ 2
2	0.26	0.29	0.28	0.29	
3	0.20	0.22	0.19	0.21	
4	0.24	0.27	0.25	0.28	
5	0.32	0.39	0.36	0.37	
6	0.42	0.51	0.50	0.45	
7	0.37	0.35	0.33	0.34	
8	0.23	0.26	0.25	0.24	
9	0.19	0.2	0.11	0.17	

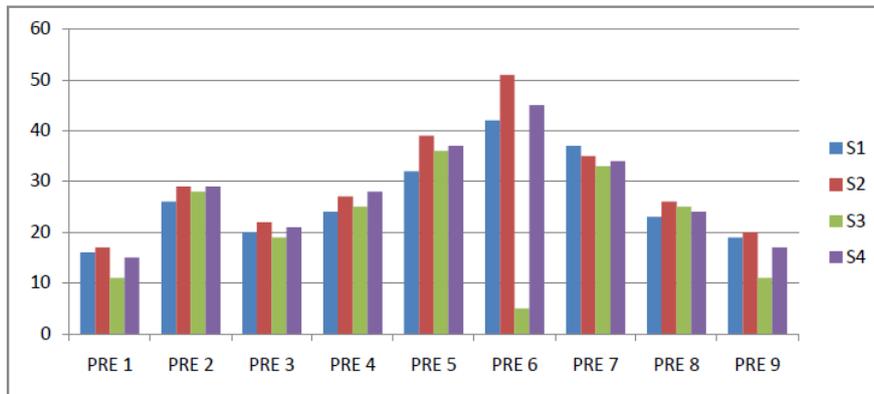


Figure 20 : Histogramme des valeurs de Cuivre de l'eau de la retenue de Tessala.

Concernant le cuivre, les résultats des prélèvements présentent généralement des faibles concentrations dans tous les prélèvements et au niveau de toutes les stations. Une légère variabilité apparaît entre les stations. La valeur minimale (0.11 mg/l) est enregistrée au niveau des prélèvements 1 et 9 dans la station 3. Un seuil de 0.51 mg/l est observé dans le prélèvement 6 (station 2). Ces teneurs sont probablement dues au lessivage des terres agricoles situées à proximité.

I-1-j- Fer

Tableau 14 : valeurs de Fer de l'eau de la retenue de Tessala.

STATIONS PRELEVEMENTS	S1	S2	S3	S4	Norme OMS (mg/l)
1	00	0.04	00	0.01	≤ 0.3
2	0.012	0.05	0.01	0.03	
3	0.06	0.075	0.03	0.06	
4	0.075	0.09	0.065	0.071	
5	0.09	0.12	0.15	0.11	
6	0.11	0.15	0.18	0.13	
7	0.085	0.08	0.09	0.085	
8	0.05	0.07	0.07	0.05	
9	0.03	0.24	0.028	0.035	

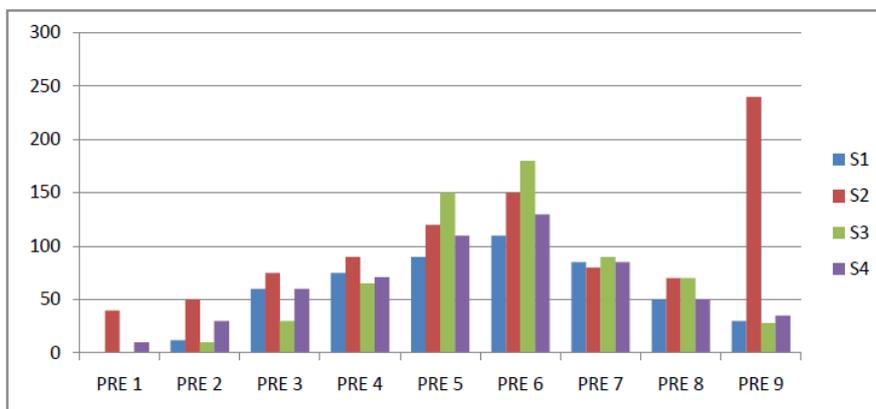


Figure 21 : Histogramme des valeurs de Fer de l'eau de la retenue de Tessala.

On trouve généralement le fer dans les eaux de surface sous forme de sels contenant du Fe^{3+} lorsque le pH est supérieur à 7. Dans notre cas, on remarque que les taux de fer des eaux de la retenue de Tessala présentent des concentrations inférieures aux normes établies par OMS à la station 1 et 3. Dans le prélèvement 6, on enregistre dans les quatre stations, des concentrations importantes variant entre 0.11 et 0.18 mg/l.

I-1-k- Magnésium

Tableau 15 : valeurs de la Magnésium de l'eau de la retenue de Tessala.

STATIONS PRELEVEMENTS	S1	S2	S3	S4	Norme OMS(mg/l)
1	140	110	140	120	≤50
2	150	125	152	115	
3	110	115	125	112	
4	70	78	82	69	
5	56	61	63	58	
6	72	78	81	74	
7	102	110	112	100	
8	87	95	91	84	
9	76	64	67	74	

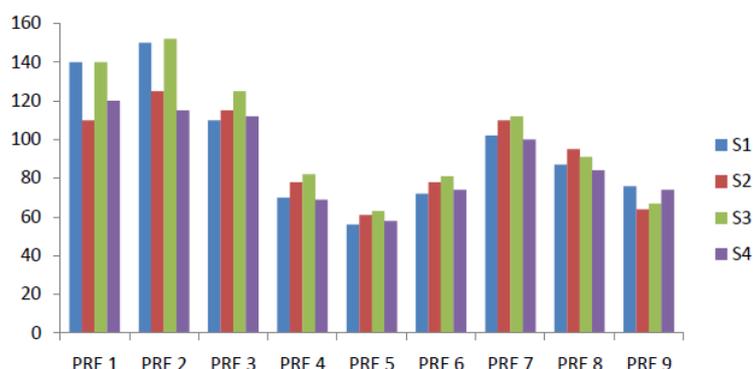


Figure 22 : Histogramme des valeurs de la Magnésium de l'eau de la retenue de Tessala.

on remarque que les valeurs de magnésium dépassent la norme de l'OMS durant tous les prélèvements dans toutes les stations sans exception à cause de la nature des terres agricoles d'proximité mais on remarque aussi des variations dans ces résultats ou on a enregistré une diminution durant les périodes sèches de l'année représentées dans les prélèvements 4,5,6,9 ou elle arrive à 56 mg/l à la 1^{ère} station du 5^{ème} prélèvement et par contre dans la période pluviales représentés par les prélèvements 1,2 et 3 ou elle arrive à 152 mg/l au 2^{ème} prélèvement à la 3^{ème} station ou les précipitation lessive les sels des terres de proximité et les dissoutes dans les eaux de la retenue.

I-1-1- Nitrate :

Tableau 16 : valeurs de la Nitrates de l'eau de la retenue de Tessala.

STATIONS \ PRELEVEMENTS	S1	S2	S3	S4	Norme OMS (mg/l)
1	13.2	14.6	14.5	13.7	≤50
2	17.4	18.6	18.9	17.8	
3	24.2	26.3	27	24.5	
4	28.1	30	30.2	28.4	
5	43.1	44.2	45	42.8	
6	37.6	41.2	40.5	38.8	
7	29.2	31.1	29.9	29	
8	17.3	18	18.1	17.6	
9	13	12.8	12.9	13	

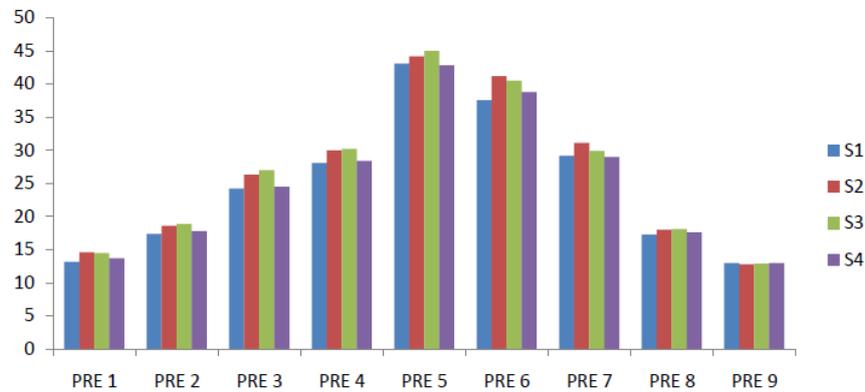


Figure 23 : Histogramme des valeurs de la Nitrates de l'eau de la retenue de Tessala.

Les nitrates NO_3^- présents dans les eaux superficielles résultent la décomposition naturelle, par des microorganismes, de matière organique azotée telle que les protéines végétales, animales et les excréments d'animaux.

Les résultats de nos prélèvements ne dépassent guère les normes établies par l'OMS mais elles représentent des variations selon les saisons ou elles augmentent durant la période estivales marqué en 5,6 et 7^{ème} prélèvement par un taux de 45mg/l à la 3^{ème} station du 5^{ème} prélèvement à cause de diminution de niveau d'eau dans la retenue qui augmente la concentration des nitrates lessivés des terres agricoles qui utilisent les engrais agricoles contenant les nitrates en excès. Et on remarque un taux faible dans la période hivernale malgré le lessivage mais avec les précipitations il reste bas 12.8 mg/l (9^{ème} prélèvement à la 2^{ème} station).

I-1-m- Nitrite :

Tableau 17 -Concentrations des Nitrites de l'eau de la retenue de Tessala.

PRELEVEMENTS	STATIONS				Norme OMS (mg/l)
	S1	S2	S3	S4	
1	0.28	0.3	0.31	0.26	≤ 0.1
2	0.33	0.36	0.35	0.31	
3	0.37	0.4	0.42	0.38	
4	0.43	0.48	0.46	0.45	
5	0.49	0.52	0.51	0.5	
6	0.41	0.47	0.48	0.45	
7	0.39	0.37	0.39	0.38	
8	0.32	0.31	0.32	0.32	
9	0.27	0.29	0.29	0.28	

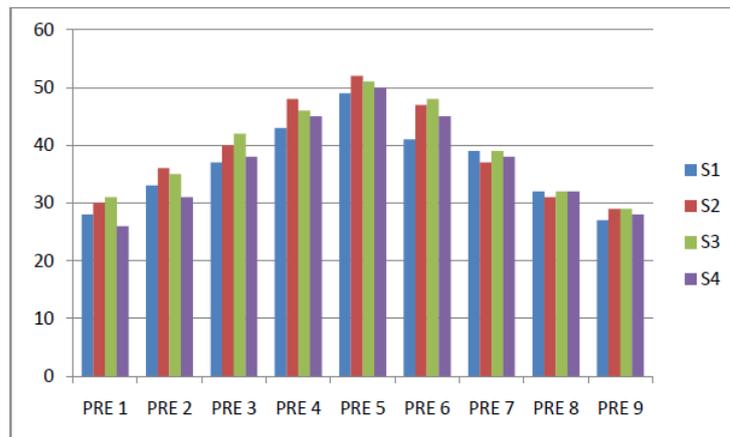
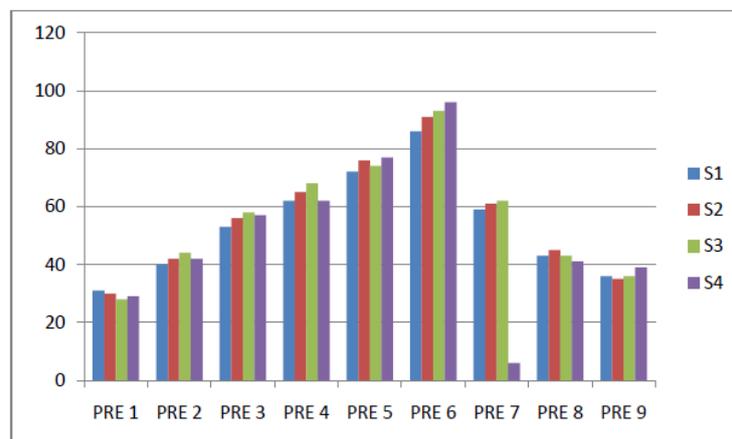


Figure 24 : Histogramme des valeurs de la Nitrite de l'eau de la retenue de Tessala.

Dans notre site les concentrations de nitrite connaissent un excès durant tous les prélèvements et dans toutes les stations avec des valeurs comprises entre 0.26mg/l (P1 et station 4) et 0.52 mg/l (5ème prélèvement à la 2^{ème} station).

I-1-n- DBO₅ :Tableau 18 : valeurs de la DBO₅ de l'eau de la retenue de Tessala.

STATIONS PRELEVEMENTS	S1	S2	S3	S4	Norme OMS (mg/l)
1	3.1	3.0	2.8	2.9	≤ 5
2	4	4.2	4.45	4.25	
3	5.3	5.6	5.8	5.7	
4	6.2	6.5	6.8	6.2	
5	7.2	7.6	7.4	7.7	
6	8.6	9.1	9.3	9.6	
7	5.9	6.1	6.2	6	
8	4.3	4.5	4.3	4.15	
9	3.6	3.5	3.6	3.9	

Figure 25 : Histogramme des valeurs de la DBO₅ de l'eau de la retenue de Tessala.

Au cours des prélèvements 3, 4, 5, 6 et 7, on note une élévation de la valeur de la DBO₅ qui dépasse la norme établie par l'OMS et ce dans toutes les stations. Ceci est dû principalement à l'excès de la matière organique dégradé durant cette période.

I-1-o- DCO :

Tableau 19 : valeurs de la DCO de l'eau de la retenue de Tessala.

STATIONS PRELEVEMENTS	STATIONS				Norme OMS (mg/l)
	S1	S2	S3	S4	
1	16.1	17.4	17.01	16.3	≤ 120
2	18.5	19.1	18.9	18.6	
3	22.3	21.8	22	21.3	
4	25.12	26.3	26.8	26.01	
5	30.09	32.1	31.5	31.1	
6	37.2	42.7	43.1	39.6	
7	35.1	38.1	42	40.1	
8	32.2	31.6	33.1	31.8	
9	22.7	21.6	22.03	24.1	

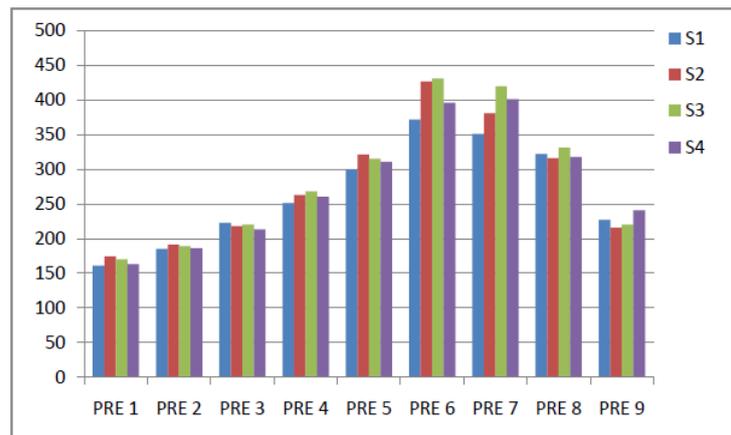


Figure 26 : Histogramme des valeurs de la DCO de l'eau de la retenue de Tessala.

Durant tous les prélèvements et sur toutes les stations on n'enregistre aucun dépassement de norme établie par l'OMS car le site est loin des rejets industriels. Mais on peut citer les variations marquées durant la durée de prélèvements ou on enregistre un seuil de 43.1 mg/l dans la 3^{ème} station du 6^{ème} prélèvement et une diminution maximale arrive jusqu'à 16.1 mg/l dans la 1^{ière} station du 1^{er} prélèvement. Cette variabilité due aux précipitations marquées selon les saisons de l'année.

II-Traitement statistique :

Les teneurs moyennes des paramètres physico-chimiques des prélèvements sont illustrées par le **tableau 20** ci-dessous :

Tableau 20 - Valeurs moyennes de la physico-chimie de la période d'échantillonnage.

Elém. Ech	Coul	T°C	MES	Ca ⁺²	Mg ⁺²	Fe	NO ₃	NO ₂	DBO5	pH	Turb	Dureté	Cu	DCO
P1	37,25	16,12	3,22	292,5	127,5	0,01	14	0,28	2,95	7,48	23,75	420	0,14	16,7
P2	42	17,1	2,4	294,25	135,5	0,02	18,17	0,33	4,22	7,58	21,47	407,5	0,28	18,77
P3	49	18,42	9,13	302,5	115,5	0,05	25,5	0,39	5,6	7,48	19,47	395	0,2	21,85
P4	59,25	19,32	14,7	302,5	74,75	0,07	29,17	0,45	6,42	7,42	17,62	383,75	0,26	26,05
P5	75,5	21,4	18,3	258	59,5	0,11	43,77	0,5	7,47	7,8	26,15	391,5	0,36	31,19
P6	82,5	23,25	22,75	184,5	76,25	0,14	39,52	0,45	9,15	7,72	31,57	407,5	0,47	40,65
P7	72,5	24,6	18,6	164,5	106	0,08	29,8	0,38	6,05	7,45	22,12	381,25	0,34	38,82
P8	60,75	24,37	11,67	133,25	89,25	0,06	17,75	0,31	4,31	7,85	25,95	327,5	0,24	32,17
P9	59,25	20,87	8,52	157,25	70,25	0,08	19,92	0,28	3,65	7,95	27,22	355	0,16	22,6

- **Analyse des Composantes Principale (ACP) :**

Cette analyse permet de projeter les 9 prélèvements dans un plan factoriel (F1 et F2). Cette distribution est réalisée en relation avec les teneurs moyennes des paramètres physico-chimiques des eaux de la retenue de Tessala.

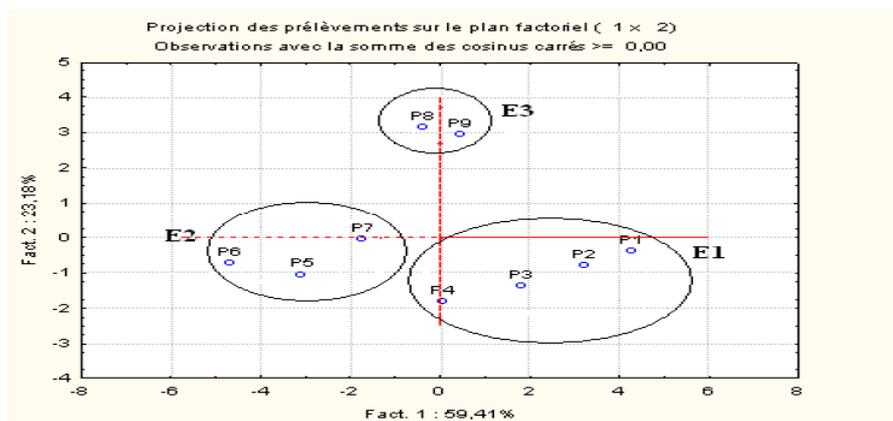


Figure 27 : Projection des prélèvements sur le plan factoriel (F1 et F2).

La contribution du plan factoriel (F1, F2) offre une inertie de 59,41 et 23,18% correspondant à l'information apportée respectivement par l'axe F1 et F2.

Les prélèvements P1 et (P6 et P7) en tenant compte de leur composition physico-chimique interviennent dans la formation de l'axe factoriel F1. Quant à l'axe factoriel F2, la formation de ce dernier

La ségrégation de l'ACP sur le plan factoriel (F1, F2) a permis de mettre en évidence trois principaux ensembles (**Figure 29**).

L'ensemble **E1** est représenté par les prélèvements 1, 2, 3 et 4. Ce groupe réunit les prélèvements qui ont des taux de calcium compris (de 292,5 à 302,5 mg/l) et la température (de 16,12 à 19,32 °C).

L'ensemble **E2** comporte les prélèvements 5, 6 et 7. Ces prélèvements montrent des corrélations qui concerne la couleur (de 72,5 à 82,5 UCV), la matière en suspension MES (de 18,3 à 22,75 mg/l) et le cuivre (de 0,34 à 0,47 mg/l).

L'ensemble **E3** regroupe les prélèvements 8 et 9. Ces derniers prélèvements représentent des approches des concentrations qui concernent la dureté (de 327,5 à 355 ppm).

II- Résultats des analyses zooplanctoniques :

Au cours des prélèvements, on a pu récolter les différentes compositions zooplanctoniques lesquelles peut nous indiquer sur les caractéristiques générales du peuplement.

II-2- Abondance et Dominance des groupes zooplanctoniques

1^{er} prélèvement

Tableau 21 : Abondance d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 1^{er} prélèvement.

<i>Stations</i>	S1	S2	S3	S4
<i>G.Zoologiques</i>				
Copépodes	97	82	79	88
Rotifères	287	312	336	301
Ostracodes	12	17	08	05
Total	396	411	423	394

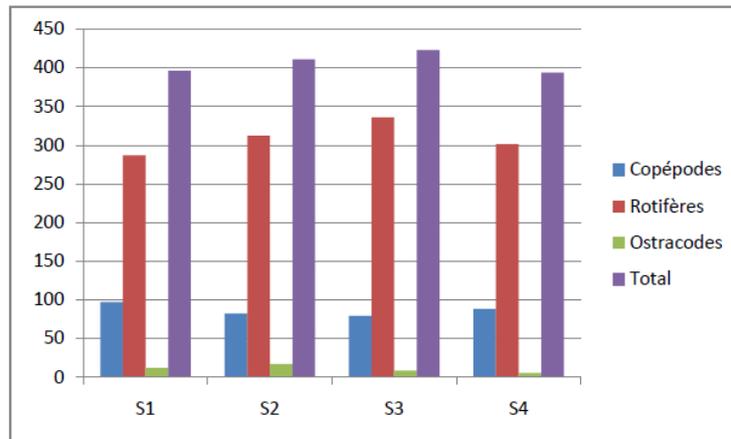


Figure 28 -histogramme d’abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 1^{er} prélèvement.

Tableau 22: d’abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 1^{er} prélèvement.

Stations	S1	S2	S3	S4	Total
G. Zoo					
Copépodes	97	82	79	88	346
Rotifères	287	312	336	301	1236
Ostracodes	12	17	08	05	42

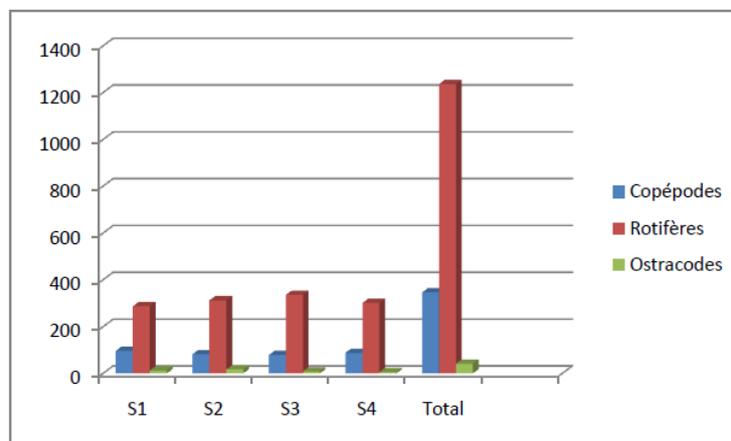
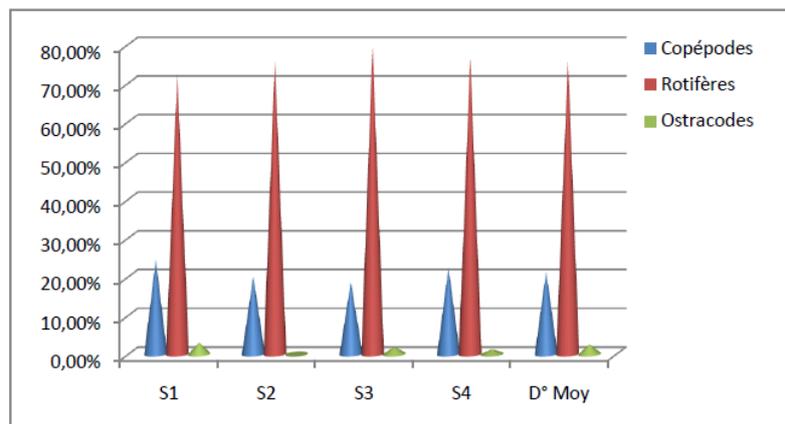


Figure 29 : histogramme d’abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 1^{er} prélèvement.

Tableau 23 - Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 1^{er} prélèvement.

<i>G.Zoololgiques</i> \ Stations	S1	S2	S3	S4	DoMoy(%)
Copépodes	24,49	19,95	18,67	22,33	21,36
Rotifères	72,47	75,9	79,43	76,39	76,04
Ostracodes	3,03	4,13	1,89	1,26	2,57

**Figure 30** –Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations de la retenue de Tessala (prélèvement 1).

Concernant le 1^{er} prélèvement une richesse zooplanctoniques moyenne par des espèces variées entre les Rotifères, Copépodes et Ostracodes atteint 1624 ind recensées dans les quatre (04) stations (Max=423 ind dans la 3^{ème} station, Min= 394 ind dans la 4^{ème} station).

- Copépodes :

On a marqué une présence moyenne représenté par *Microcyclops varicans rubellus* (Lilljeborg, 1901) dans toutes les stations du prélèvement avec un total de 346 ind et 97 ind dans la 1^{ère} station comme la présence la plus élevé dans ce prélèvement et 79 ind dans la 3^{ème} station comme la faible présence de cette espèce dans ce prélèvement .

Ils sont en deuxième place avec une dominance moyenne $D^{\circ} \text{ Moy} = 21,36 \%$ avec un max de 24,49 % dans la 1^{ère} Station et un minimum 18,67 % dans la 3^{ème} station.

- **Rotifères :**

Plus beaucoup par apport aux copépodes, les Rotifères sont représentés par *Asplanchna priodonta* (Gosse, 1850) avec un total de 1236 ind (Max= 97 ind dans la 1^{ière} station, Min= 79 ind dans la 3^{ième} station).

Ils dominent ce prélèvement avec une valeur moyenne de 76,04 % avec une dominance max de 79,43 % (S3) et un minimum de 72,47 % à la station S1.

- **Ostracodes :**

Existent avec une faible présence figurée par *Candona Candida* (Muller, 1776) avec un total de 42 ind (Max= 17 ind dans la 2^{ième} station, Min= 5 ind dans la 4^{ème} station.)

En dernière places les Ostracodes avec une dominance moyenne D° Moy= 2,57 % avec un max 4,13% dans la 2^{ième} Station et un minimum 1,26 % dans la 4^{ème} station.

2^{ème} prélèvement :

Tableau 24 : Abondance des différents groupes zooplanctoniques dans chaque station du 2^{ème} prélèvement.

<i>G. Zoologiques</i> \ Stations	S1	S2	S3	S4
Copépodes	103	99	112	100
Rotifères	213	260	242	208
Ostracodes	15	12	10	07
Total	331	371	364	315

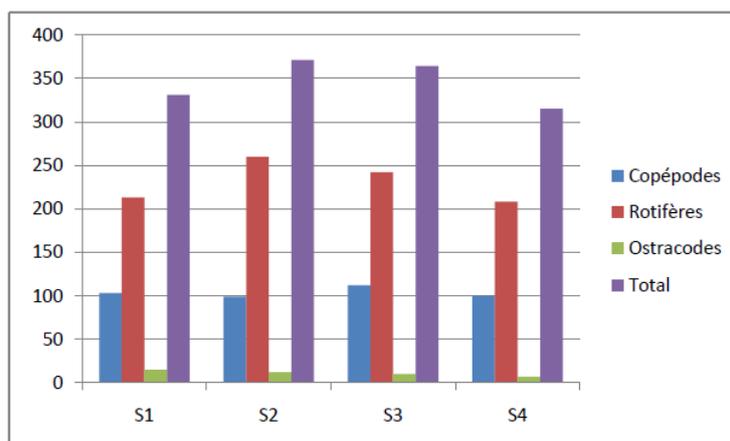


Figure 31: histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 2^{ème} prélèvement.

Tableau 25: d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 2^{ème}prélèvement.

<i>Stations</i> <i>G.Zoo</i>	S1	S2	S3	S4	Total
Copépodes	103	99	112	100	414
Rotifères	213	260	242	208	923
Ostracodes	15	12	10	07	44

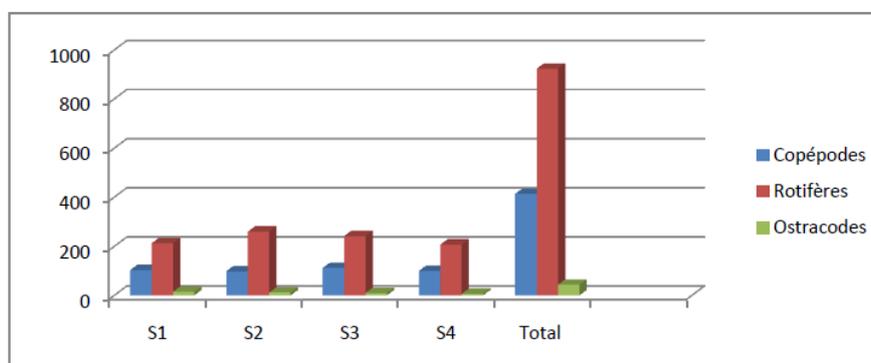


Figure 32 : histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 2^{ème}prélèvement.

Tableau 26 : Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 2^{ème}prélèvement.

<i>Stations</i> <i>G.Zoo</i>	S1	S2	S3	S4	D° Moy
Copépodes	31,11 %	26,68 %	30,76 %	31,74 %	30,07 %
Rotifères	64,35 %	70,08 %	66,48 %	66,03 %	66,73 %
Ostracodes	4,53 %	3,23 %	2,74 %	2,2 %	3,17 %

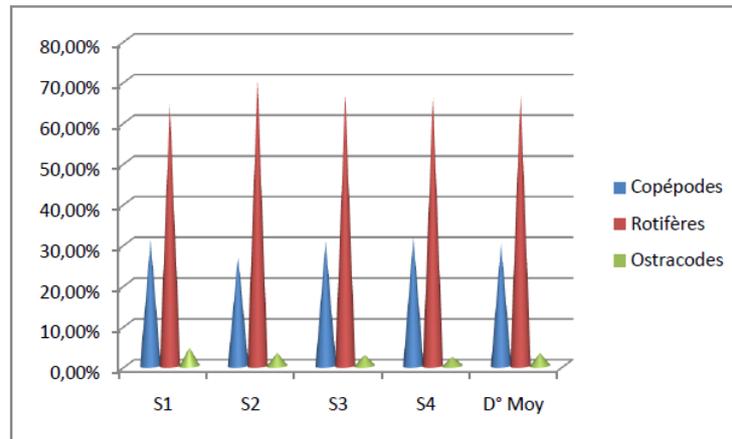


Figure 33 :Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 2^{ème} prélèvement.

Pour le 2^{ème} prélèvement une richesse zooplanctoniques un peu faible par apport le 1^{er}prélèvement par des espèces variées entre les Rotifères, Copépodes et Ostracodes atteint **1381 ind** recensées dans les quatre (04) stations (Max= 371 ind dans la 2^{ème} station, Min= 315 ind dans la 4^{ème} station).

- **Copépodes :**

Une présence approchée du 1^{er}prélèvement représenté par *Microcyclops varicans rubellus* (Lilljeborg, 1901) dans toutes les stations du prélèvement avec un total de **414 ind** (112 ind dans la 3^{ème} station comme la présence la plus élevé et 99 ind dans la 2^{ème} station comme la faible présence de cette espèce.

Ils sont toujours en deuxième place avec une dominance moyenne **D° Moy= 30,07 %**, un max de **31,74 %** dans la 4^{ème} Station et un minimum **26,68 %** dans la 2^{ème} station.

- **Rotifères :**

Aussi plus beaucoup par apport les copépodes et moins par apport le 1^{er}prélèvement, sont représentés par *Asplanchna priodonta* (Gosse ,1850) avec un total de **923 ind** (Max= 260 ind dans la 2^{ème} station, Min= 208 ind dans la 4^{ème} station).

Ils dominent ce prélèvement avec une Dominance moyenne **D° Moy = 66,73 %** avec un max **70,08 %** dans la 2^{ème} Station et un minimum **64,35 %** dans la 1^{ière} station

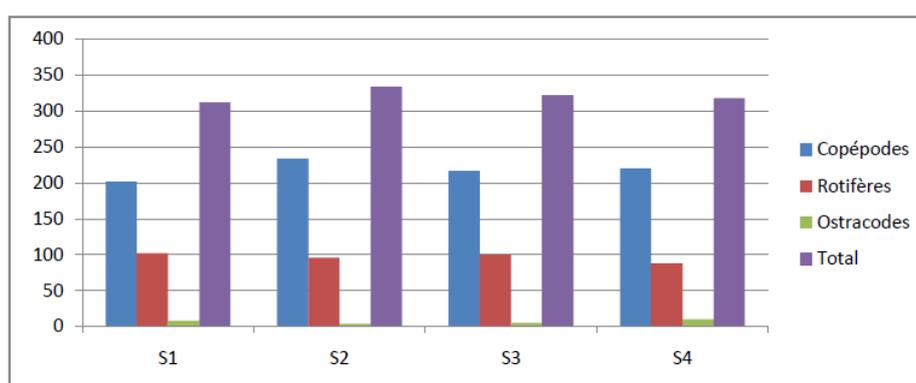
- **Ostracodes :**

Existent avec une faible présence figurée par *Candona Candida* (Muller, 1776) avec un total de **44 ind** (Max= 15 ind dans la 1^{ière} station, Min= 7 ind dans la 4^{ème} station.)

En dernière places les Ostracodes avec une dominance moyenne **D° Moy= 3,17 %** avec un max **4,53%** dans la 1^{ière} Station et un minimum **2.2 %** dans la 4^{ème} station pour la deuxième fois successivement.

3^{ème} prélèvement :Tableau 27 : Abondance des différents groupes zooplanctoniques dans chaque station du 3^{ème} prélèvement.

<i>Stations</i> <i>G.Zoo</i>	S1	S2	S3	S4
Copépodes	202	234	217	220
Rotifères	102	96	100	88
Ostracodes	08	04	05	10
Total	312	334	322	318

Figure 34 : histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 3^{ème} Prélèvement.Tableau 28 : d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 3^{ème}prélèvement.

<i>Stations</i> <i>G.Zoo</i>	S1	S2	S3	S4	Total
Copépodes	202	234	217	220	873
Rotifères	102	96	100	88	386
Ostracodes	08	04	05	10	27

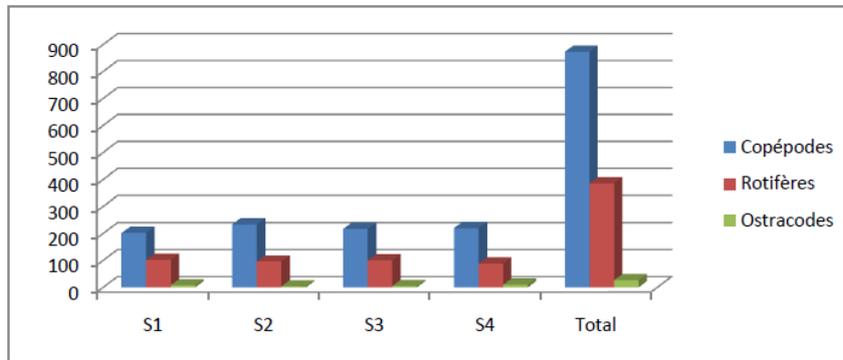


Figure 35 : histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 3^{ème} prélèvement.

Tableau 29: Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 3^{ème}prélèvement.

Stations G.Zoo	S1	S2	S3	S4	D° Moy
Copépodes	64,74 %	70,05 %	67,39 %	69,18 %	67,84 %
Rotifères	32,69 %	28,74 %	31,05 %	27,67 %	30,03 %
Ostracodes	2,56 %	1,19 %	1,55 %	3,14 %	2,11 %

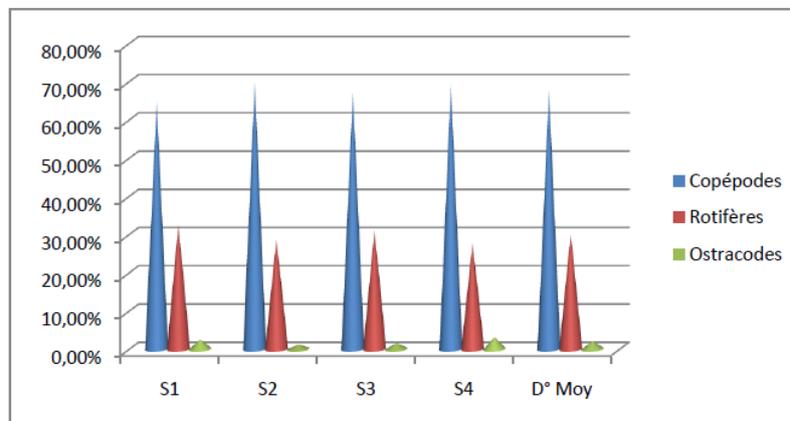


Figure 36: Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 3^{ème} prélèvement.

- **Discussion :**

Pour le 3^{ème} prélèvement une richesse zooplanctoniques la plus faible marquée dans tous les prélèvements par des espèces variées entres les Rotifères, Copépodes et Ostracodes atteint **1286**ind recensées dans les quatre (04) stations (Max= **334** ind dans la 2^{ème} station, Min= **312** ind dans la 1^{ière} station).

- **Copépodes :**

Une présence un peu forte comparativement avec les deux premiers prélèvements représenté par *Microcyclops varicans rubellus* (Lilljeborg, 1901) dans toutes les stations du prélèvement avec un total de **873** ind (**234** ind dans la 4^{ème} station comme la présence la plus élevé et **202**ind dans la 2^{ème} station comme la faible présence de cette espèce dans ce prélèvement.

Pour la première fois Ils dominent le site avec une dominance moyenne **D° Moy= 67,84 %**, un max de **70.05 %** dans la 2^{ème} Station et un minimum **64.74 %** dans la 1^{ière} station.

- **Rotifères :**

Une chute remarquable est marquée de l'abondance des Rotifères comparativement aux deux premiers prélèvements due probablement aux changements climatiques saisonner et au leur cycle de vie, sont représentés toujours par *Asplanchna priodonta* (Gosse ,1850) avec un total de **386** ind (Max= **102** ind dans la 1^{ière}station, Min= **88** ind dans la 4^{ème} station).

Ils sont classés en deuxième place dans ce prélèvement pour la première fois après les copépodes avec une Dominance moyenne **D° Moy = 30.03 %** avec un max **32,69%** dans la 1^{ière} Station et un minimum **27,67 %** dans la 4^{ème} station.

- **Ostracodes :**

Trouvés avec une faible présence symbolisée toujours par *Candona Candida* (Muller, 1776) avec un total de **22** ind (Max= **10** ind dans la 4^{ème} station, Min= **04** ind dans la 2^{ème} station.)

Comme l'habitude en dernière place les Ostracodes avec une dominance moyenne **D° Moy= 2.11 %** avec un max **3.14 %** dans la 4^{ème} Station et un minimum **1,19 %** dans la 2^{ème} station.

4^{ème} prélèvement :

Tableau 30 : Abondance des différents groupes zooplanctoniques dans chaque station du 4^{ème}prélèvement.

<i>G. Zoo</i> \ Stations	S1	S2	S3	S4
Copépodes	424	389	402	446
Rotifères	74	66	58	62
Ostracodes	02	00	03	00
Total	500	455	508	508

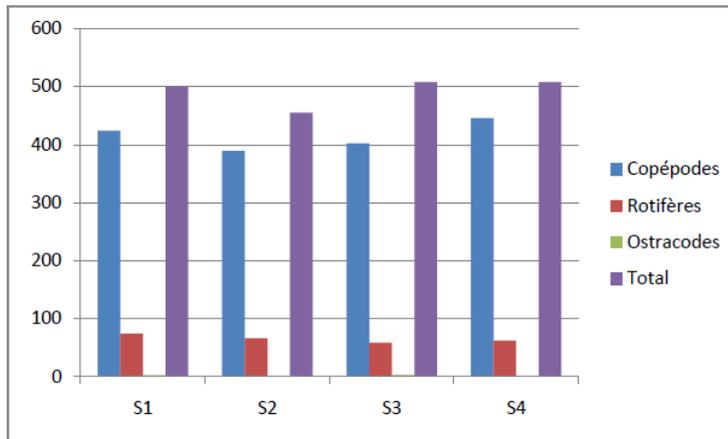


Figure 37 : histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 4^{ème}prélèvement.

Tableau 31 : d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 4^{ème}prélèvement.

<i>Stations</i>	S1	S2	S3	S4	total
<i>G.Zoo</i>					
Copépodes	424	389	402	446	1661
Rotifères	74	66	58	62	260
Ostracodes	02	00	03	00	05

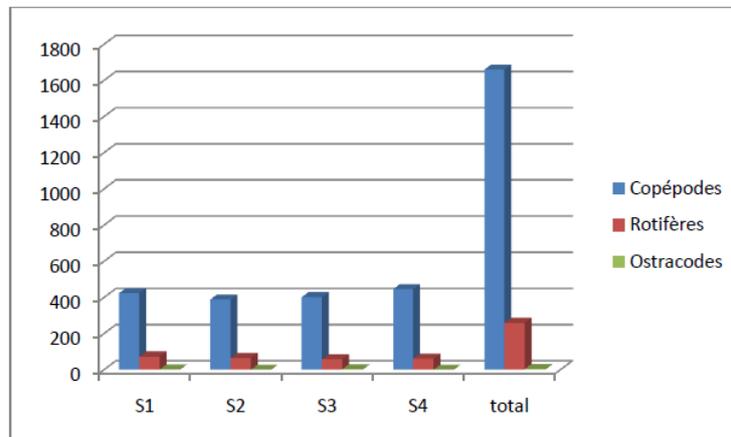
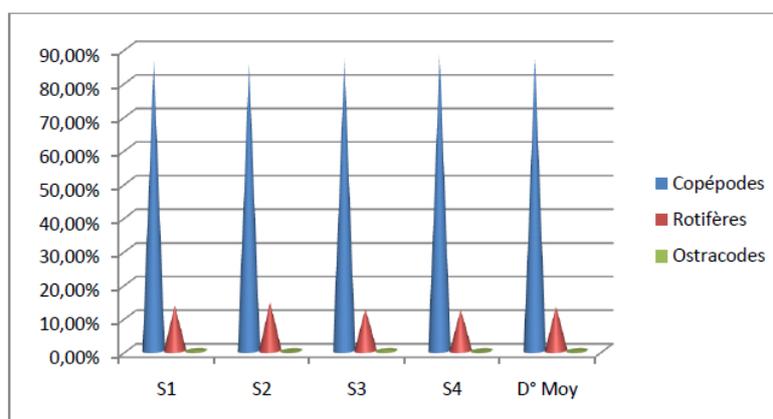


Figure 38 : histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 4^{ème}prélèvement.

Tableau 32 : Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 4^{ème} prélèvement.

<i>Stations</i>	S1	S2	S3	S4	D° Moy
<i>G.Zoo</i>					
Copépodes	86,53 %	85,49 %	86,82 %	87,79 %	86,65 %
Rotifères	13,43 %	14,5 %	12,52 %	12,20 %	13,16 %
Ostracodes	0,4 %	00 %	0,6 %	00 %	0,25 %

Figure 39 : Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 4^{ème} prélèvement.

- **Discussion :**

Le 4^{ème} prélèvement représente une richesse zooplanctoniques la plus forte marquée parmi tous les premiers prélèvements par des espèces panachées entre les Rotifères, Copépodes et Ostracodes atteint 1926 ind dénombrées dans les quatre (04) stations (Max= 508 ind dans la 3^{ème} station et la 4^{ème} station, Min= 455 ind dans la 2^{ème} station).

- **Copépodes :**

Un pic doublé de nombre comptés des copépodes par rapport au 3^{ème} prélèvement représenté toujours par *Microcyclops varicans rubellus* (Lilljeborg, 1901) dans toutes les stations du prélèvement avec un total de 1661 ind (446 ind dans la 4^{ème} station comme la présence la plus élevée et 389 ind dans la 2^{ème} station comme la faible présence de cette espèce dans ce prélèvement.

Pour la deuxième fois Ils dominent ce prélèvement avec une dominance moyenne D° Moy= 86,65%, (un max de 87,79 % dans la 4^{ème} Station et un minimum 85,49 % dans la 2^{ème} station.

- **Rotifères :**

Une continuation de la chute de l'abondance des Rotifères, sont représentés toujours par *Asplanchna priodonta* (Gosse, 1850) et l'apparition symbolique d'une autre espèce identifiée c'est la *Keratella Quadrata* (Muller, 1786) faire ensemble un total des rotifères de 260 ind (Max= 74 ind dans la 1^{ière} station, Min= 58 ind dans la 3^{ème} station).

Ils sont classés en second rang dans ce prélèvement pour la deuxième fois successivement après les copépodes avec une Dominance moyenne $D^{\circ} \text{ Moy} = 13,16 \%$ avec un max 14,5 % dans la 2^{ème} Station et un minimum 12,20 % dans la 4^{ème} station.

- **Ostracodes :**

Repérés avec une très faible présence imagée toujours par *Candona Candida* (Muller, 1776) et d'une absence totale dans les 2^{ème} et 4^{ème} stations avec un total de 05 ind (Max= 03 ind dans la 3^{ème} station.)

En dernière place les Ostracodes avec une dominance moyenne $D^{\circ} \text{ Moy} = 0,25 \%$ avec un max 0,6 % dans la 3^{ème} Station et un 0 % dans la 2^{ème} et 4^{ème} station.

5^{ème} prélèvement :

Tableau 33 : Abondance des différents groupes zooplanctoniques dans chaque station du 5^{ème} prélèvement.

<i>Stations</i>	S1	S2	S3	S4
<i>G.Zoo</i>				
Copépodes	416	411	400	420
Rotifères	54	61	67	48
Ostracodes	00	00	00	00
Total	470	472	467	468

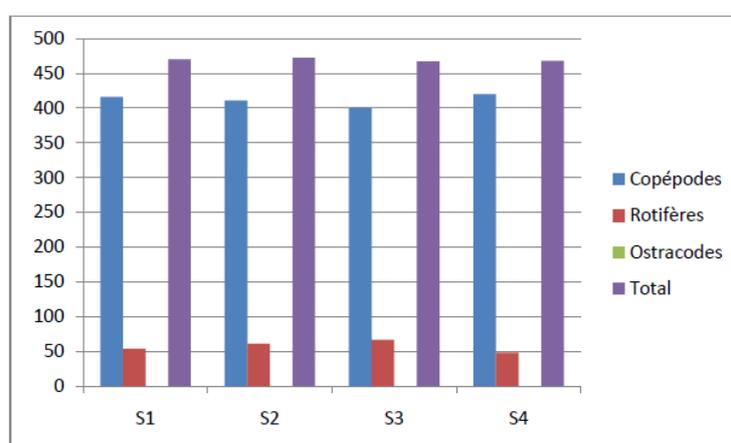


Figure 40 : histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 5^{ème} prélèvement.

Tableau 34 : d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 5^{ème} prélèvement.

<i>Stations</i>	S1	S2	S3	S4	Total
<i>G.Zoo</i>					
Copépodes	416	411	400	420	1647
Rotifères	54	61	67	48	230
Ostracodes	00	00	00	00	00

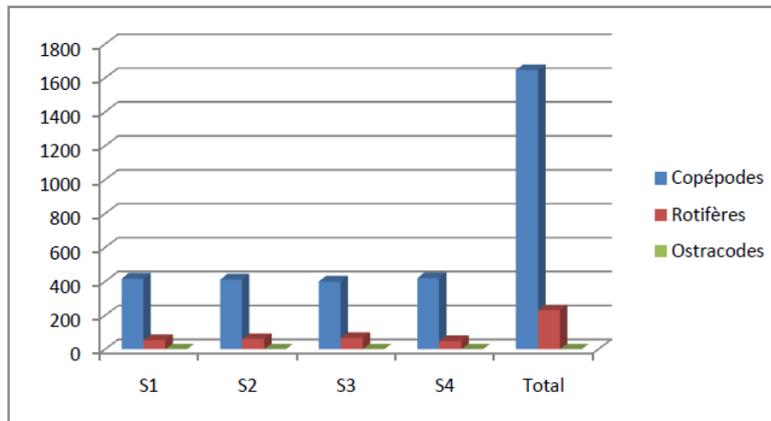


Figure 41 : histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 5^{ème} prélèvement.

Tableau 35 : Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 5^{ème} prélèvement.

Stations \ G.Zoo	S1	S2	S3	S4	D° Moy
Copépodes	88,51 %	87,07 %	85,65 %	89,74 %	87,74 %
Rotifères	11,48 %	12,92 %	14,34 %	10,25 %	12,24 %
Ostracodes	00 %	00 %	00 %	00 %	00 %

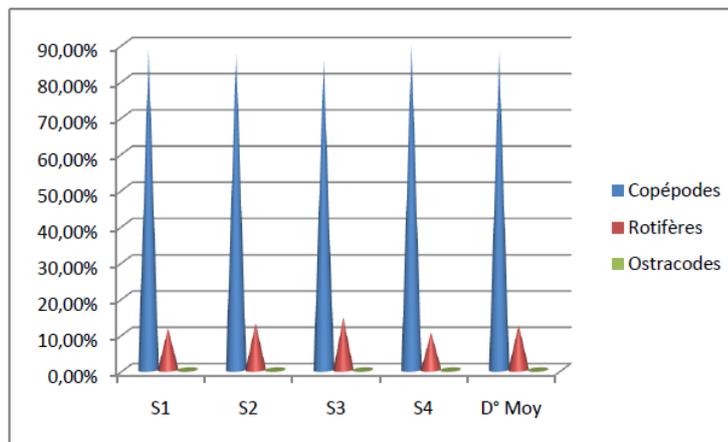


Figure 42: Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 5^{ème} prélèvement.

- **Discussion :**

Concernant le 5^{ème} prélèvement presque même abondance marquée dans le 4^{ème}prélèvement qualitativement avec des Rotifères et Copépodes, et quantitativement avec une abondance égale 1877ind dénombrées dans les quatre (04) stations (Max= 472inddans la 3^{ème} station, Min= 455 ind dans la 2^{ème} station).

- **Copépodes :**

On peut dire que l'abondance des copépodes stagne dans ce prélèvement avec 1647 inddénombrés(Max= 420inddans la 4^{ème} station, Min= 400 ind dans la 3^{ème} station) représenté toujours par *Microcyclops varicans rubellus* (Lilljeborg, 1901) dans toutes les stations du prélèvement.

Cette fois aussi ils dominent ce prélèvement avec une dominance moyenne D° Moy= 87,74%, (un max de89, 74 % dans la 4^{ème} Station et un minimum 85,65 % dans la 3^{ème} station.

- **Rotifères :**

Une chute légère de l'abondance des Rotifères dans ce prélèvement par rapport le précédent avec un total de 230 ind (Max= 65inddans la 3^{ème} station, Min= 48 ind dans la 4^{ème} station) représentés toujours par *Asplanchna priodonta* (Gosse ,1850) qui marque cette fois leur apparition par une faible présentation par rapport au deuxième espèce présente la *Keratella Quadrata* (Muller, 1786)qui commence à dominer le groupe des Rotifères.

Ils sont ordonnés en deuxième ordre dans ce prélèvement après les copépodes avec une Dominance moyenne D° Moy = 12,24 % avec un max 14,34 % dans la 3^{ème} Station et un minimum 10,25 % dans la 4^{ème} station.

- **Ostracodes :**

Une absence totale signalée dans toutes les stations de ce prélèvement.

La dominance moyenne D° Moy= 0 % pose les Ostracodes dans la dernière place parmi les groupes zooplanctoniques de ce prélèvement.

6^{ème} prélèvement :

Tableau 36: Abondance des différents groupes zooplanctoniques dans chaque station du 6^{ème} prélèvement.

<i>G.Zoo</i> \ Stations	S1	S2	S3	S4
Copépodes	613	579	641	595
Rotifères	65	78	81	61
Ostracodes	00	00	00	00
Total	678	657	722	656

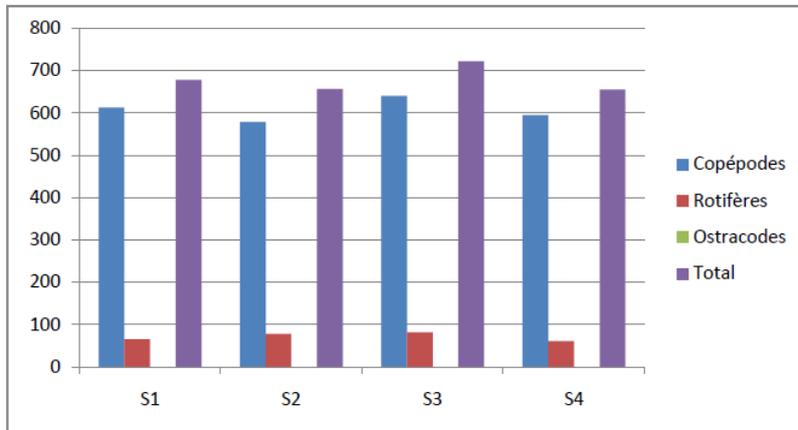


Figure 43: histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 6^{ème} prélèvement.

Tableau 37: d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 6^{ème} prélèvement.

<i>Stations</i>	S1	S2	S3	S4	Total
<i>G.Zoo</i>					
Copépodes	613	579	641	595	2428
Rotifères	65	78	81	61	285
Ostracodes	00	00	00	00	00

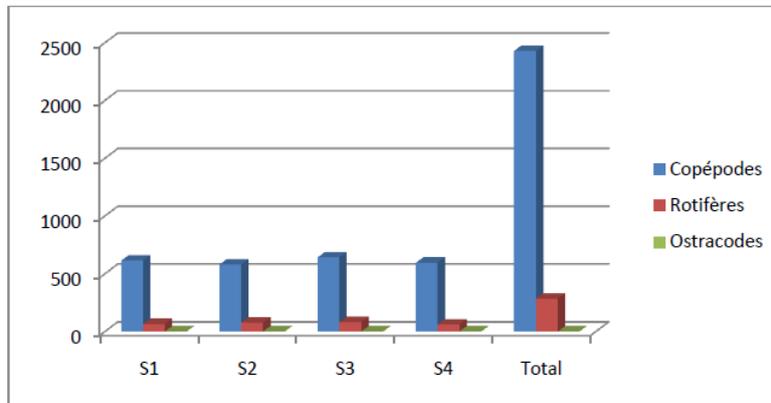
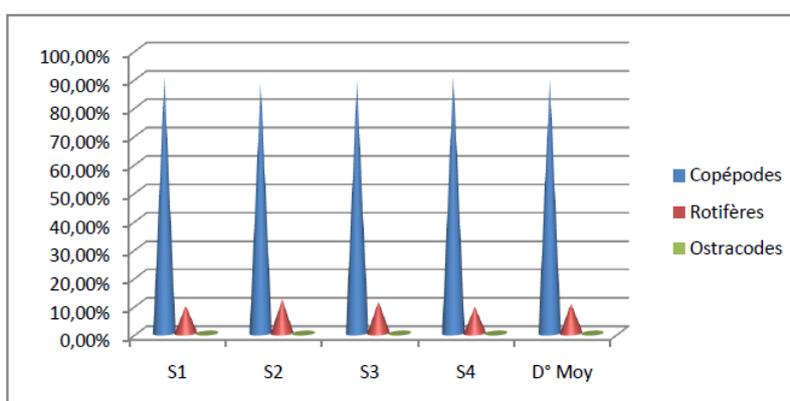


Figure 44: histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 6^{ème} prélèvement.

Tableau 38: Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 6^{ème} prélèvement.

<i>G.Zoo</i> \ Stations	S1	S2	S3	S4	D° Moy
Copépodes	90,41 %	88,12 %	88,78 %	90,7 %	89,5 %
Rotifères	9,58 %	11,87 %	11,21 %	9,29 %	10,48 %
Ostracodes	00 %	00 %	00 %	00 %	00 %

Figure 45: Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 6^{ème} prélèvement.

- **Discussion :**

Pour le 6^{ème} prélèvement une augmentation remarquable de l'abondance des espèces zooplanctoniques a été enregistrée comme le seuil des abondances durant tous les prélèvements arrive jusqu'à 2713 ind dans les quatre (04) stations figurés par les Copépodes et les Rotifères (Max= 722 ind dans la 3^{ème} station, Min= 656 ind dans la 4^{ème} station).

- **Copépodes :**

Cette fois ils marquent un pic très remarquable signalé comme l'abondance la plus élevée durant tous les prélèvements et entre tous les autres groupes zooplanctoniques estimé à 2428 ind (Max= 641 ind dans la 3^{ème} station, Min= 579 ind dans la 2^{ème} station) représenté toujours par *Microcyclops varicans rubellus* (Lilljeborg, 1901) dans toutes les stations du prélèvement et une apparition d'une nouvelle espèce *Métacyclops Planus* (Guernsey, 1909) mais avec une faible représentation (31 ind) recensés dans toutes les stations sauf la 1^{ère} station peut-être à cause de leur proximité de l'exutoire .

Les Copépodes dominent ce prélèvement avec une dominance moyenne D° Moy= 89,5 % comme la plus forte dominance moyenne marquée durant tous les prélèvements et parmi tous les groupes zooplanctoniques, (un max de 90,7 % dans la 4^{ème} Station et un minimum 88,12% dans la 2^{ème} station).

- **Rotifères :**

Un accroissement léger de l'abondance des Rotifères enregistré dans ce prélèvement par rapport le précédent avec un total de **285 ind** (Max= **81 ind** dans la 3^{ème} station, Min= **61 ind** dans la 4^{ème} station) représentés par la *Keratella Quadrata* (Muller, 1786) avec la disparition d'*Asplanchna priodonta* (Gosse, 1850) dans toutes les stations du prélèvement.

Ils sont arrangés en deuxième ordre dans ce prélèvement après les copépodes avec une Dominance moyenne $D^{\circ} \text{ Moy} = 10,48\%$ avec un max 11,87 % dans la 2^{ème} Station et un minimum 9,29 % dans la 4^{ème} station.

- **Ostracodes :**

Comme le précédent prélèvement une absence totale signalée dans toutes les stations de ce prélèvement.

La dominance moyenne $D^{\circ} \text{ Moy} = 0\%$ posture les Ostracodes dans la dernière place parmi les groupes zooplanctoniques de ce prélèvement.

7^{ème} prélèvement :

Tableau 39: Abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 7^{ème} prélèvement.

<i>Stations</i>	S1	S2	S3	S4
G.Zoo				
Copépodes	501	541	522	479
Rotifères	89	98	101	82
Ostracodes	05	12	09	07
Total	595	651	632	568

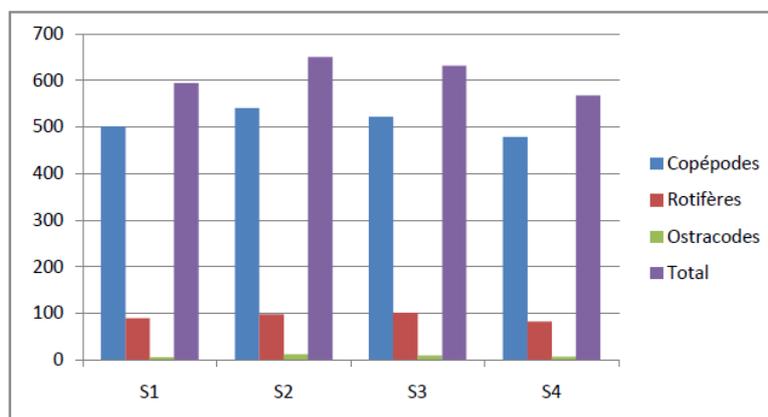
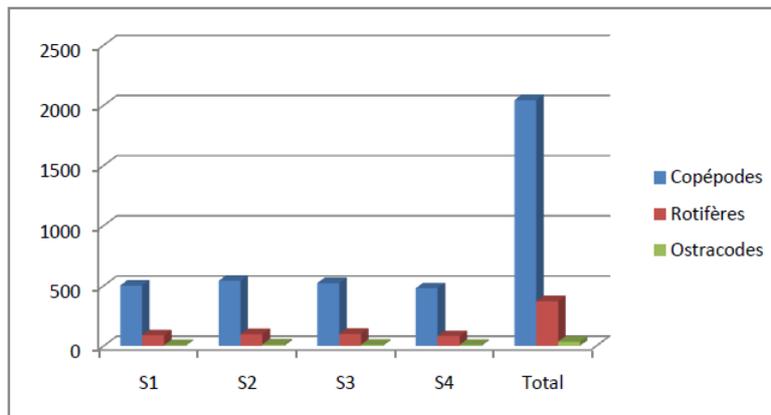


Figure 46: histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 7^{ème} prélèvement.

Tableau 40: d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 7^{ème} prélèvement.

<i>Stations</i>	S1	S2	S3	S4	Total
<i>G.Zoo</i>					
Copépodes	501	541	522	479	2043
Rotifères	89	98	101	82	370
Ostracodes	05	12	09	07	35

**Figure 47:** histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 7^{ème} prélèvement.**Tableau 41:** Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 7^{ème} prélèvement.

<i>Stations</i>	S1	S2	S3	S4	D° Moy
<i>G.Zoo</i>					
Copépodes	84,2 %	83,1 %	82,59 %	84,33 %	83,55 %
Rotifères	14,95 %	15,05 %	15,98 %	14,43 %	15,1 %
Ostracodes	0,8 %	1,84 %	1,42 %	1,23 %	1,32 %

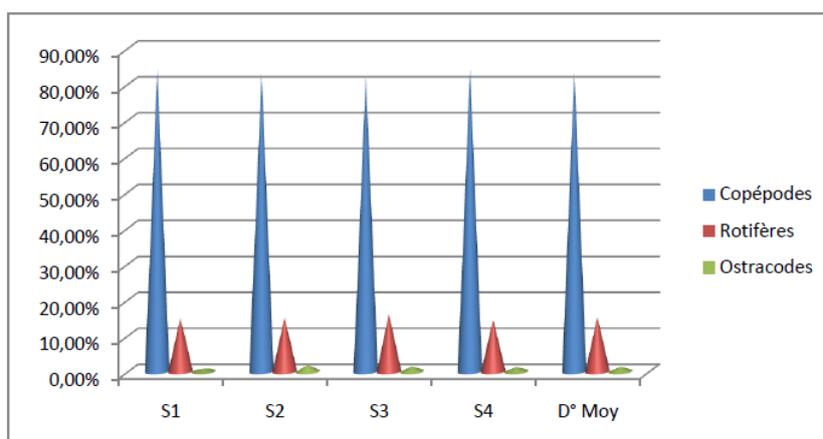


Figure 48: Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 7^{ème} prélèvement.

- **Discussion :**

Pour le 7^{ème} prélèvement un contre-coup marqué de l'abondance des espèces zooplanctoniques par rapport le précédent prélèvement arrive jusqu'à 2446 ind dans les quatre (04) stations figurés par les Copépodes, les Rotifères et la réapparition des Ostracodes (Max= 541 ind dans la 2^{ème} station, Min= 568 ind dans la 4^{ème} station).

- **Copépodes :**

Dans ce prélèvement nous enregistrons une diminution de l'abondance des copépodes comparativement au précédent, jaugé à 2043 ind (Max= 541 ind dans la 2^{ème} station, Min= 479 ind dans la 4^{ème} station) représenté toujours par *Microcyclops varicans rubellus* (Lilljeborg, 1901) dont leur présence est diminué partiellement 1725 ind et en même temps la *Métacyclops Planus* (Guernsey, 1909) qui a proliféré aussi partiellement 318 ind dans toutes les stations du prélèvement sans exception.

Malgré la chute marquée de leur abondance les Copépodes dominent toujours ce prélèvement avec une dominance moyenne D° Moy= 83,55 %, (un max de 84,33 % dans la 4^{ème} Station et un minimum 82,59% dans la 3^{ème} station).

- **Rotifères :**

Une continuation d'augmentation de l'abondance des Rotifères enregistré dans ce prélèvement avec un total de 370 ind (Max= 101 ind dans la 3^{ème} station, Min= 82 ind dans la 4^{ème} station) représentés par la *Keratella Quadrata* (Muller, 1786) dans toutes les stations du prélèvement.

Comme habitude, ils sont classés en deuxième ordre dans ce prélèvement après les copépodes avec une Dominance moyenne D° Moy = 15,1 % avec un max 15,98 % dans la 3^{ème} Station et un minimum 14,43% dans la 4^{ème} station.

- **Ostracodes :**

Une réapparition des Ostracodes dans ce prélèvement mais cette fois-ci avec une autre espèce *Herpetocypris reptans* (Baird, 1835) qui est représenté par total de 35 ind dans toutes les stations ((Max= 12 ind dans la 2^{ème} station, Min= 05 ind dans la 1^{ière} station).

En dernière place les Ostracodes avec une dominance moyenne D° Moy= 1,32 % avec un max 1,84% dans la 2^{ème} Station et un 0.8 % dans la 1^{ière} station.

8^{ème} prélèvement :

Tableau 42 : Abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 8^{ème} prélèvement.

Stations G.Zoo	S1	S2	S3	S4
Copépodes	335	349	376	302
Rotifères	138	131	142	132
Ostracodes	11	17	13	14
Total	484	497	531	448

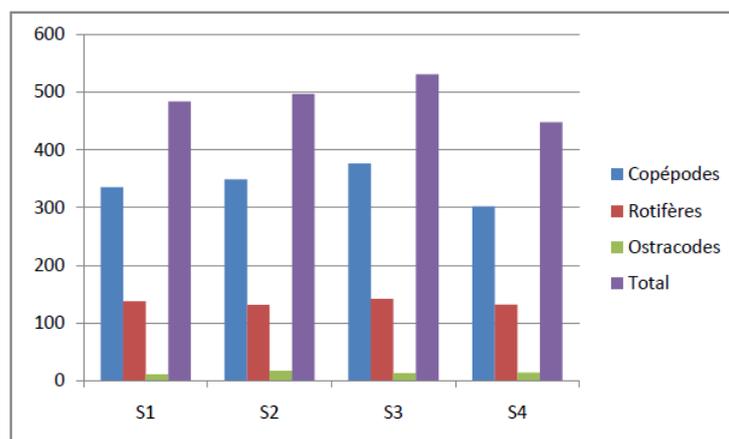


Figure 49: histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 8^{ème} prélèvement.

Tableau 43: d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 8^{ème} prélèvement.

Stations G.Zoo	S1	S2	S3	S4	Total
Copépodes	335	349	376	302	1362
Rotifères	138	131	142	132	543
Ostracodes	11	17	13	14	55

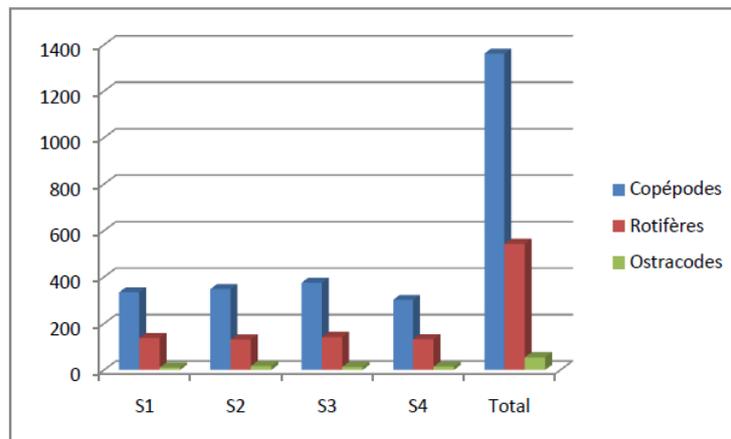


Figure 50: histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 8^{ème} prélèvement.

Tableau 44: Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 8^{ème} prélèvement.

<i>Stations</i>	S1	S2	S3	S4	D° Moy
G.Zoo					
Copépodes	69,21 %	70,22 %	70,8 %	67,41 %	69,41 %
Rotifères	28,51 %	26,35 %	26,74 %	29,46 %	27,76 %
Ostracodes	2,27 %	3,42 %	2,44 %	3,12 %	2,81 %

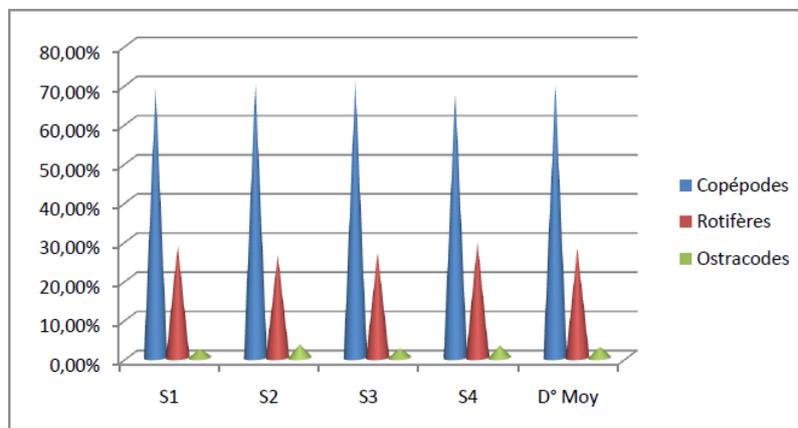


Figure 51: Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 8^{ème} prélèvement.

- **Discussion :**

Pour le 8^{ème} prélèvement une chute marquée de l'abondance des groupes zooplanctoniques arrive jusqu'à 1960 ind dans les quatre (04) stations imagés par les Copépodes, les Rotifères et les Ostracodes (Max= 531 ind dans la 3^{ème} station, Min= 448 ind dans la 4^{ème} station).

- **Copépodes :**

Une suite de diminution de l'abondance des copépodes dans ce prélèvement arrivé jusqu'à 1362 ind (Max=376 ind dans la 3^{ème} station, Min= 302 ind dans la 4^{ème} station) représenté toujours par *Microcyclops varicans rubellus* (Lilljeborg, 1901) = 891 ind et *Métacyclops Planus* (Guernsey, 1909) qui continue le développement petite à petite (471 ind) dans toutes les stations du prélèvement.

Malgré l'influence de la réduction marquée de leur abondance sur le taux de dominance, les Copépodes dominant toujours ce prélèvement avec une dominance moyenne D° Moy= 69,41 %, (un max de 70,8% dans la 3^{ème} Station et un minimum 67,41 % dans la 4^{ème} station).

- **Rotifères :**

On a marqué l'accroissement continu d'abondance des Rotifères dans ce prélèvement avec un total de 543 ind (Max= 142 ind dans la 3^{ème} station, Min= 131 ind dans la 2^{ème} station) représentés encore par la *Keratella Quadrata* (Muller, 1786) dans toutes les stations du prélèvement.

Malgré leur prolifération remarquable par rapport aux derniers prélèvements, ils sont classés en deuxième disposition dans ce prélèvement suivant les copépodes avec une Dominance moyenne D° Moy = 27,76% avec un max 29,46 % dans la 4^{ème} Station et un minimum 26,35 % dans la 2^{ème} station.

- **Ostracodes :**

Dans ce prélèvement la représentation des Ostracodes est figurée par *Herpetocypris reptans* (Baird, 1835). Ils sont potentiellement élevés comparativement au prélèvement précédent avec un total de 55 ind (Max= 17 ind dans la 2^{ème} station, Min= 11 ind dans la 1^{ère} station).

En dernière place les Ostracodes avec une dominance moyenne D° Moy= 2,81 % avec un max 3,42 % dans la 2^{ème} Station et un 2,27 % dans la 1^{ère} station.

9^{ème} prélèvement :

Tableau 45 : Abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 9^{ème} prélèvement.

<i>G.Zoo</i> \ Stations	S1	S2	S3	S4
Copépodes	221	210	301	241
Rotifères	175	164	171	156

Ostracodes	16	15	11	12
Total	412	389	483	409

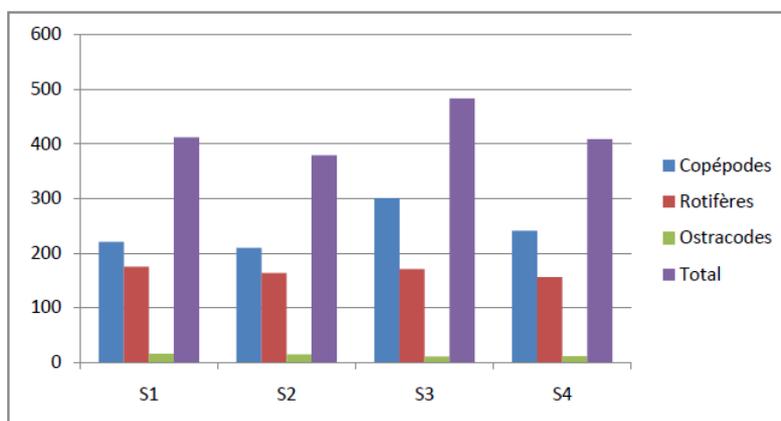


Figure 52: histogramme d'abondance des différents groupes zooplanctoniques par chaque station du 9^{ème} prélèvement.

Tableau 46: d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 9^{ème} prélèvement.

<i>Stations</i>	S1	S2	S3	S4	Total
G.Zoo					
Copépodes	221	210	301	241	973
Rotifères	175	164	171	156	666
Ostracodes	16	15	11	12	54

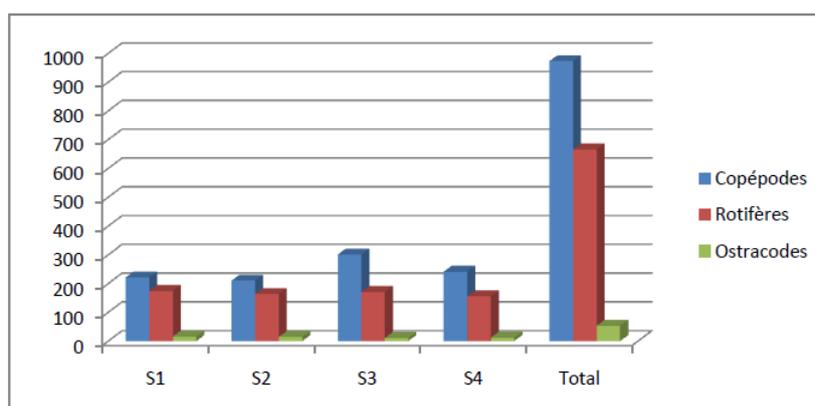


Figure 53: histogramme d'abondance de chaque groupe zooplanctonique dans les différentes stations du 9^{ème} prélèvement.

Tableau 47: Dominance (%) des groupes zooplanctoniques du 9^{ème} prélèvement.

<i>G.Zoo</i> \ Stations	S1	S2	S3	S4	D° Moy
Copépodes	53,64 %	53,98 %	62,31 %	58,92 %	57,21 %
Rotifères	42,47 %	42,15 %	35,4 %	38,14 %	39,54 %
Ostracodes	3,88 %	3,85 %	2,27 %	2,93 %	3,23 %

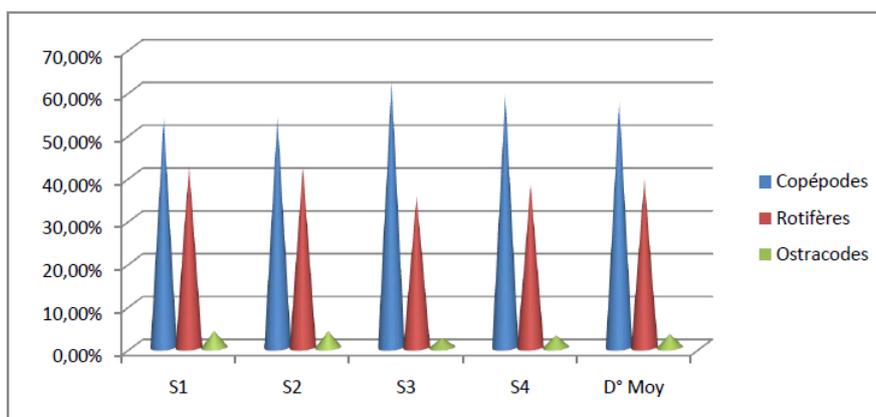


Figure 54: Conique de Dominance des groupes zooplanctoniques dans les différentes stations du 9^{ème} prélèvement.

• **Discussion :**

Concernant le 9^{ème} prélèvement la diminution continue de l'abondance des groupes zooplanctoniques atteint jusqu'à 1693 ind dans les quatre (04) stations représentée par les Copépodes, les Rotifères et les Ostracodes (Max= 483 ind dans la 3^{ème} station, Min= 389 ind dans la 2^{ème} station).

- **Copépodes :**

Une continuation de diminution d'abondance des copépodes dans ce prélèvement arrivé jusqu'à 973 ind (Max=301 ind dans la 3^{ème} station, Min= 210 ind dans la 2^{ème} station) représenté toujours par *Microcyclops varicans rubellus* (Lilljeborg, 1901) dans toutes les stations du prélèvement qui connaissent particulièrement une réduction remarquable avec 513 ind due probablement à l'irrésistance au changement des conditions environnementaux et la qualité de l'eau. Par contre la 2^{ème} espèce *Métacyclops Planus* (Guerney, 1909) connaît une vivification illustrée dans leur nombre 460 ind.

Nonobstant la suite de diminution d'abondance et de la Dominance moyenne des copépodes dans ce prélèvement sauf qu'ils dominent toujours en 1^{er} ordre avec une dominance moyenne $D^{\circ} \text{ Moy} = 57,21 \%$, (un max de $62,31 \%$ dans la 3^{ème} Station et un minimum $53,64 \%$ dans la 1^{ère} station).

- **Rotifères :**

On note une augmentation incessante d'abondance des Rotifères dans ce prélèvement avec un total de **666** ind (Max= **175** ind dans la 1^{ère} station, Min= **156** ind dans la 4^{ème} station) symbolisés par la *Keratella Quadrata* (Muller, 1786) dans toutes les stations du prélèvement.

Influencées par l'augmentation de leur abondance, la dominance moyenne des Rotifères a augmenté aussi dans le site dans ce prélèvement avec une Dominance moyenne $D^{\circ} \text{ Moy} = 39,54\%$ avec un max **42,47%** dans la 1^{ère} station et un minimum **35,4 %** dans la 3^{ème} station mais malgré ça, ils sont arrangés en deuxième situation dans ce prélèvement suivant les copépodes.

- **Ostracodes :**

Presque les mêmes résultats sont enregistrés dans ce prélèvement avec la présence de la même espèce *Herpetocypris reptans* (Baird, 1835) avec total de 54 individus dans toutes les stations du site (Max= **16** ind dans la 1^{ère} station, Min= **11** ind dans la 3^{ème} station).

En dernière place les Ostracodes avec une dominance moyenne $D^{\circ} \text{ Moy} = 3,23 \%$ avec un max **3,88 %** dans la 1^{ère} station et un **2,27 %** dans la 3^{ème} Station.

CONCLUSION GÉNÉRALE

Conclusion générale :

Durant neuf (09) mois les prélèvements sont déroulés avec une fréquence mensuelle (de Mars 2015 jusqu'à Novembre 2015)

La qualité physico-chimique des eaux de la retenue de Tessala montre qu'elle est partiellement polluée car on a trouvé un excès de charge de quelques paramètres dépasse la valeur limitée par l'OMS tel que :

- La Turbidité (toutes les stations durant tous les prélèvements).
- La Dureté (toutes les stations durant tous les prélèvements).
- Le Calcium (les cinq 05 premiers prélèvements dans toutes leurs stations).
- Le Magnésium (toutes les stations durant tous les prélèvements).
- Nitrite (toutes les stations durant tous les prélèvements).
- Et DBO5 (du 3^{ème} prélèvement au 7^{ème} dans toutes leurs stations).

En plus les paramètres organoleptiques (couleur, gout, saveur) donnent une pré-estimation à la pollution de ces eaux.

On a constaté que la nature de substrat de ce site et la grande influence des ruissellements chargés par des engrais et des pesticides provenant des terres agricoles entourés de la retenue collinaire de Tessala sont les facteurs les plus affectants sur la qualité de ces eaux .

Cette étude à traiter aussi la richesse spécifique des zooplanctons existants dans cet écosystème aquatiques

Malgré que la biomasse inventoriées dans cette retenue collinaire et un peu moins diversifiée et abondantes comparativement à d'autres sites presque de la même région tel que le barrage Sarno et le lac Sidi Mohammed Benali car elle est récemment édifée (en 2005) et aussi dépende à leur petitesse superficie mais elle abrite une biodiversité zooplanctonique très importante illustrée dans la présence de 03 groupes zooplanctonique tel que :

1)- Copépodes avec 02 espèces :

- *Microcyclops varicans rubellus* (Lilljeborg, 1901).
- *Métacyclops Planus* (Guemey, 1909).

Qui dominant le site à partir du 3^{ème} prélèvement jusqu'au dernier prélèvement à cause de présence des facteurs stimulantes de leur prolifération comme la température ambiante surtout à la période estivale et sans oublier leur cycle de vie et la qualité des eaux.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES :

- * Ali Kouani S., El Jamali S. et Talbi M., 2007. Analyse en composantes principales: une méthode factorielle pour traiter les données didactiques. Faculté des Sciences. Ben M'Sik, Université Hassane II. Radisma 2 : 1 - 18.
- * Amoros C., 1984. Introduction pratique à la systématique des organismes des eaux continentales françaises. Crustacés Cladocères. Bulletin de la société Linnéenne de Lyon 53 (3) : 72 - 107.
- * Apfelbaum M., 1995 Diététique et nutrition. 3^{ème} Edition Masson : 10.
- * Attayade J. L., Bozelli, R. L. 1998. Assessing the indicator properties of zooplankton assemblage's disturbance gradients by canonical correspondence analysis. Can. J. Fish. Aquat. Sci., 55 : 1789 - 1797.
- * Aubert M. L., 1980. Pollution des eaux. Edition Maison (Paris), volume 1-2 : 69.
- *Emilian K. L., 2004. Traitement des eaux industrielles. Edition Dunod (Paris) : 207.
- * Bauchot R. et Bauchot, M.L., 1964 : Les Poissons. Presses universitaires de France (Paris) : 127.
- * Balvay G. et Pellier J., 1988. Evolution quantitative du plancton durant la phase d'eutrophisation accélérée du lac Lemman (Suisse-France). Verh. Internat. Verein. Limnol. 23: 474 - 481.
- * Balvay G., 1990: Long-term changes in zooplankton abundance and water transparency in Lake Geneva. Arch.Hydrobiology, vol. 207: 31-36.
- * Balvay G., Dussart J.C., 2009: Le lac d'Annecy et son plancton. Editions Quae: 21- 42.
- * Berrahal R. et Dellal A., 2010. Essai d'évaluation des impacts des activités urbanistiques, agricoles et industrielles sur les ressources en eaux de la wilaya de Sidi Bel Abbes. Mémoire Magister (Université Djilali Liabes -SBA) : 46 - 60.
- * Bliefert C., Perraud R., 2001. Chimie de l'environnement : Air, Eau Sols, Déchets. Édition de boeck : 477.
- *Bordet J., 2007. L'eau dans son environnement rural. Edition Johanet (Paris) : 317.
- * Boué H., Chanton, R. 1974 : Zoologie II Procordés et Vertébrés, 3^{ème} Edition Doin (Paris) : p125-228.
- * Bremond R. et Vuichard R., 1973. Paramètres de la qualité des eaux. Ministère de la protection de la nature et de l'environnement, SPEPE (Paris) : 179.
- * Cardot C., 1999. Génie de l'environnement, les traitements de l'eau. Procédés physicochimiques et biologiques, cours et problèmes résolus. Edition Ellipses (Marketing S.A, Paris) ; 247.
- * Carpenter. J. H., 1965. The Chesapeake Bay Institute technique for the Winkler dissolved oxygen method. Limnol.Oceanogr., 10 : 141 - 143.
- *Carrit D. E. et Carpenter J. H., 1966. Comparaison and evaluation of currently employed modifications of the Winkler method for determining dissolved oxygen in sea-water. NASCO report. J. Mar. Res. 24 : 286 -318.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- * Dussart .B, 1967. - Les Copépodes des eaux continentales d'Europe occidentale. Tome 1 : Calanoides et Harpacticoides. Edition N. Boubée et Cie (Paris) : 500.
- * Dussart B., 1969. - Les Copépodes des eaux continentales d'Europe occidentale. Tome II : Cyclopoides et Biologie. Edition N. Boubée et Cie (Paris) : 292.
- * Dupont M., 1981. Hydraulique urbaine (hydrogéologie captage et traitement des eaux). Edition Eyrolles, Tome 1: 262.
- *Ebel. H, et Gunther 1980, T. Magnesium metabolism: a review. J. Clin.Chem. Clin. Biochem, 18: 257.
- * Ferka Zazou N. 2006: Impact de l'occupation spatio-temporelle des espaces sur la conservation de l'écosystème forestier: cas de la commune de Tessala, wilaya de Sidi Belabbés, Algérie. Mémoire Magister, Université Aboubekr Belkaid –Tlemcen : 114.
- * Gaid A, 1984. Epuration biologique des eaux. Edition OPU Tome II : 234.
- *Gasparini S., 1997. Fécondité, régime alimentaire et production des principaux copépodes planctoniques de quatre estuaires européens. Thèse Doctorat (Univ. Bordeaux I) : 203.
- * Grassé P. P. et Devillers C. H., 1965. Zoologie II vertébrés. Edition Masson et Cie (Paris) : 20 - 561.
- * Grosclaude G., 1999. L'eau milieu naturel et maîtrise. INRA : Paris, Vol.1 : 204.
- * Haberman J., 1998. Zooplankton of lake Vörtjälv. Limnology, vol. 28 : 49 - 65.
- * Herzing A. 1983. Comparative studies on the relationship between temperature and duration of embryonic development of rotifers. Hydrobiologia, 104 : 237 - 246.
- *Hutchinson G-E .1967. A treatise on limnology vol. 11. Introduction to lake biology and the limnoplankton. John Wiley and Sons. Inc., New York : 1115.
- * James, S.C. 1977. Metals in municipal landfill leachate and their health effects. Am. J. Public Health, 67: 429.
- * Rodier. J, Legube .B, Merlet .N, Jean-Claude Mialocq, Pierre Leroy, Marilyn Houssin, Gwenaëlle Lavison, Michel Vincent, Pierre Rebouillon, Laurent Moulin, Patrick Chomodé, Pascale Dujardin, Sylvie Gosselin, René Seux et Fadi Al Mardini. 2009. L'analyse de l'eau. Edition Dunod (Paris) : 1579.
- * Pelt J.M., Mazoyer M., Monod T. et Girardon J., 2003. La plus belle histoire des plantes.
- * Lacroit G. et Danger M., 2008. Des réseaux trophiques au fonctionnement des écosystèmes lacustre : vers une intégration de l'hétérogénéité et de la complexité. Revue des sciences de l'eau, vol.21, n° 2 : 155 - 172.
- * Lamotte M. et Bourlière F., 1971 - Problèmes d'écologie : L'échantillonnage des peuplements animaux des milieux aquatiques. Édition Masson (Paris) : 294.
- * Levêque C., 2006. Ecologie de l'écosystème à la biosphère. Edition Masson et Cie : 126.
- * Maupas E., 1889. Sur la multiplication agame de quelques métazoaires inférieurs. C. R. Acad. Sci. (Paris), 109 : 270 - 272.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- * Pagano M. et Lucien S. J., 1988. Importance et rôle du zooplancton dans une lagune tropicale. Thèse de doctorat (univ d'AIX -Marseille II) : 451.
- *Mc Kinney M.L., 2002. Urbanization, biodiversity and conservation. *Rev. Biosci.*, 52 : 883 - 890.
- * Mollo P., Thomas-Bourgneuf M., 2009. L'enjeu plancton : L'écologie de l'invisible, Editions Charles Léopold Mayer : 22 - 23.
- * Monier J., Deschamps J. P., Fabry J., Manciaux M. et Raimbault A. M., 1980. Santé publique : santé de la communauté. Edition SIMAP : 12 - 40.
- * Mohamed Ali Bouzidi, Youcef Amar, Ilhem Attaoui, Ali Latrèche, Mohamed Benyahia, Nadia Bouguenaya et Habib Meliani. 2010. Copépodes, Cladocères et Rotifères du lac Sidi M'hamed Benali (Algérie Nord-Occidentale). *Rev. Physio-Géo.*, volume 4/2010, p. 69-85.
- * Nogrady T., Wallace R.L & Snell T. 1993. Rotifera 1. Biology, ecology and systematics. In: Dumont H.J. (ed.). *Guides to the identification of the microinvertebrates of the continental waters of the world.* SPB Academic. The Hague, 4 : 142.
- * Oliver, B.G. et Cosgrove E.G., 1975. Metal concentrations in the sewage, effluents and sludges of some southern Ontario wastewater treatment plants. *Environ Lett.*, 9 : 75.
- * Papa M., 2005 : Les eaux à usage industriel, Edition EP5 : 17.
- * Pourriot R., 1965. Recherches sur l'écologie des Rotifères. *Vie Milieu, suppl.* : 21 - 224.
- * Rodier J., Bazi C., Broutin P., Chambion P., Champsaur H. et Rodi L., 2005. L'analyse de l'eau, eaux naturelles eaux résiduaires eau de mer. Edition Dunod (Paris) : 1043.
- * Ramade F., 1998. *Éléments d'écologie, écologie appliquée.* Edition Mc Graw Hill (Paris) : 446.
- * Remini B. La problématique de l'eau en Algérie du *Larhyss Journal*, ISSN 1112-3680, n° 08, Juin 2010, pp. 27-46
- *Sefsaf B., 2014. Contribution à l'étude de la biodiversité zooplanctonique et de la qualité de l'eau de barrage Hamam Bouhanifia. *Mémoire de magister (univ. De Sidi Bel Abbès) : 115.*
- * Shiel R. J., 1995. A guide to identification of rotifers, cladocerans and copepods from Australian Inland water. *CRCFE Identification, .. Guide 3 : 144.*
- * Tardat H. M ., 1992. *Chimie des eaux. Les éditions du griffon d'argile (2^{ème} édition) : 213-215.*
- * Zenaidi S., 2008. Gestion des ressources hydriques potentielles de production de la culture de l'orge dans la région de Sidi Bel Abbes. *Mémoire de Magister (Univ. De Sidi Bel Abbes) : 64.*

Documents à consulter :

- *DHW.SBA. Études de 04 retenues collinaires à travers la wilaya de Sidi Bel Abbès. *Mémoire explicatif, (2003).*

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- * Duchemin JEAN, Mireille RAGUET , Baptiste CASTEROT , Anne-Sophie ALLONIER-FERNANDES, Claude MIGNARD, Arnaud MOKRANI et Manuel SARRAZA, 2008 : Guide pratique des substances toxiques dans les eaux douces et littorales du bassin Seine-Normandie, Agence de l'eau Seine-Normandie et Aquscop. 31 P.
- * ENIE, 2012. Procédure d'analyse des eaux, SERVICE : Labo de, 13p.
- *Gaujous D., 1995. La pollution des milieux aquatique-aide mémoire : 217.
- * Muhl F., 2003. Programme de réduction de la pollution causée par certaines substances dangereuses présentes dans les eaux. ISIB, institut Meurice.
- * National Academy of Sciences. Drinking water and health. (1977). Part 1. Ch. 1-5. A report of the Safe Drinking Water Committee Advisory Center on Toxicology Assembly of Life Sciences. U.S. National Research Council, Washington, DC. p. V66
- * ONM, 2015: Office National de Météorologie.
- * TDG environmental report, November 2004. Copper sources in urban runoff and shoreline activities : 72.
- *Pourriot, R., et Clement, P., 1980. - Biologie des Rotifères. Films 16 mm (2 x 25 min.), couleur, son optique, C .N .R .S. Audiovisuel, Paris.

* WEBMASTER

Webmaster 01: <http://www.cosmovisions.com/ostracodes.html>.

Webmaster 02: <http://www.lenntech.fr>.

Webmaster 03: <http://www.onid.com.dz/index.php/activites-2/maitrise-douvrage-deleguee-/retenue-collinaire> .

Webmaster 04: <https://laimaisondalzaz.wordpress.com/tag/pollution/page/4/>

Webmaster 05: <http://www.cnrs.fr/cw/dossiers/doseau/decouv/ecosys/eutrophisat.html>.

Webmaster 06:

Webmaster 07: <http://www.infoclimat.fr/climatologie/annee/2015/sidi-bel-abbes/valeurs/60520.html>

Webmaster 08: http://www.mapnall.com/fr/Carre-g%C3%A9ographique-Wilaya-de-Sidi-Bel-Abb%C3%AAs_1104754.html .

Webmaster 09: <http://google.earth.com>.

Webmaster 10: <http://www.obs-vlfr.fr/~gaspari/copepodes/>

Annexe

Classification *Metacyclops planus* :

Règne : Animal.

Embranchement : Arthropode.

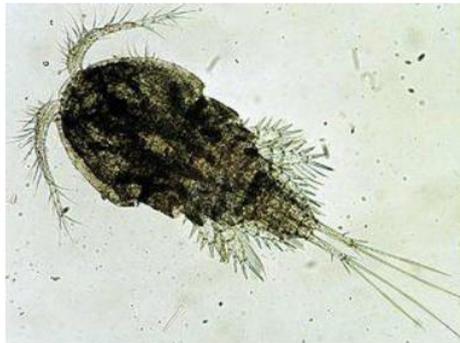
Classe : Maxillopoda .

Ordre : Cyclopoida .

Famille : Cyclopidae.

Genre : *Metacyclops*.

Espèce : *Metacyclops planus*.



Classification *Cyclops varicans rubellus* .:

Règne : Animal

Embranchement : Arthropode

Classe : Maxillopoda

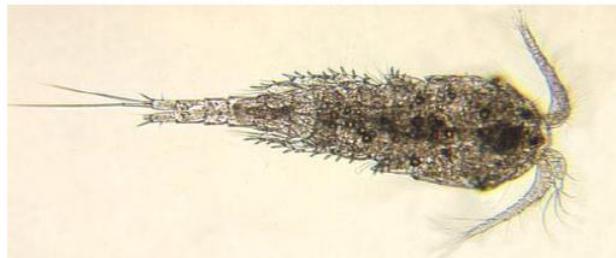
Ordre : Cyclopoida

Famille : Cyclopidae

Genre : *Cyclops*

Espèce : *Cyclops varicans*

Sous-espèce : *Cyclops varicans rubellus*.



B. H. DUSSART

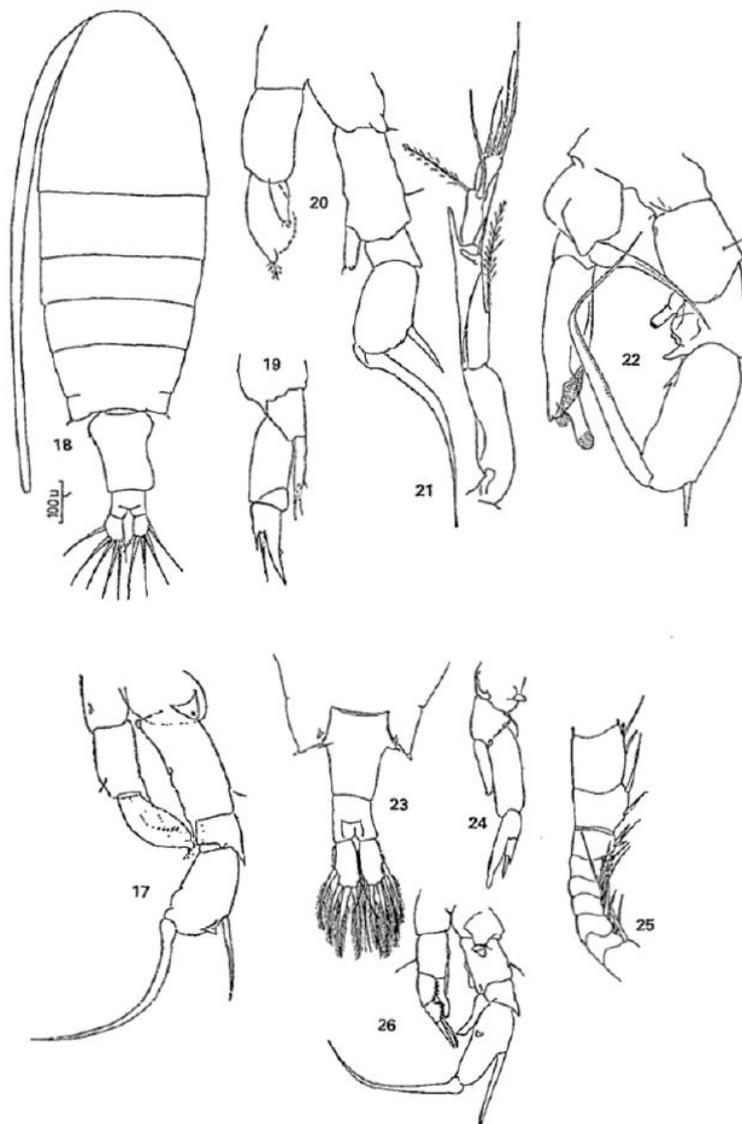


PLANCHE II. — Calanoïda. 17 : *Tropodiaptomus lateralis*, P5 ♂ (d'après KIEFER, 1933); 18 à 21 : *Tropodiaptomus incognitus*, 18 : ♀, 19 : P5 ♀, 20 : P5 ♂, 21 : extrémité de l'A1 ♂ (d'après GRAS et DUSSART, 1966); 22 : *Meladiaptomus mauretanicus*, P5 ♂ (d'après DUSSART, 1968); 23 à 26 : *Arcodiaptomus breuirostris*, 23 : Abd ♀, 24 : P5 ♀, 25 : 1 ♂, 26 : P5 ♂ (d'après DUSSART, 1974).

B. H. DUSSART

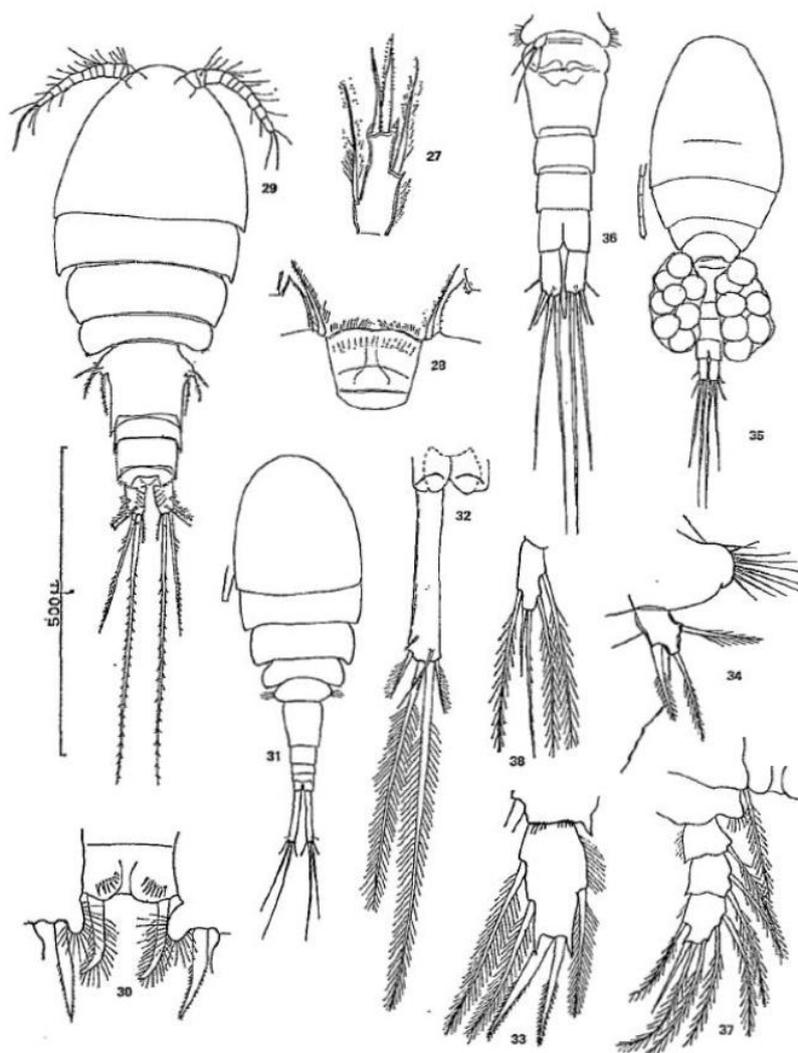
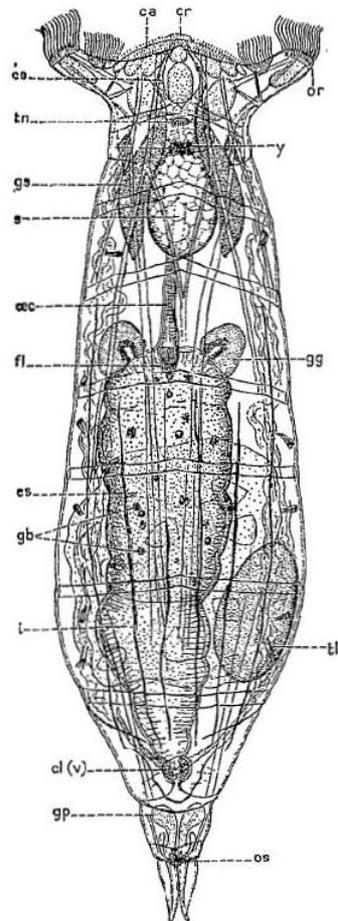


PLANCHE III. — Cyclopoida. — 27 et 28 : *Macrocylops albidus oligolasius*, 27 : Endopodite 3 de P4, 28 : lame précoxale de P4 (d'après KIEFER, 1934) ; 29 et 30 : *Ectocylops phaleratus rubescens*, 29 : ♀, 30 : lame précoxale de P1 (d'après DUSSART, 1974) ; 31 à 34 : *Afrocylops gibsoni*, 31 : ♀, 32 : furca ♀, 33 : Endopodite 3 de P4, 34 : P5 ♀ (lac Tchad) ; 35 à 38 : *Tropocylops confinis*, 35 : ♀, 36 : Abd ♀, 37 : P1, 38 : Endopodite 3 de P4 (d'après DUSSART, 1974).

R. POURRIOT



1

Fig. 1. — *Notommata pseudocerberus*, femelle vue dorsale, $\times 300$; b, bouche; ca, ceinture circumapicale; cl (v), vessie cloacale; cr, rostre cuticulaire; cs, conduit du sac; es, estomac; fl, flamme vibratile de l'œsophage et de la néphridie; g, cerveau; gb, grains bruns de l'estomac; gg, glande gastrique; gm, gl. ventrale du mastax; gp, glande du pied; gs, glande subcérébrale; i, intestin; m, mastax; or, oreillettes; os, organe sensoriel du pied; pl, plaque buccale; œc, œsophage; s, sac rétro-cérébral; tl, tentacule lombaire; tn, tentacule nuchal; y, œil (d'après DE BEAUCHAMP).

ROTIFÈRES

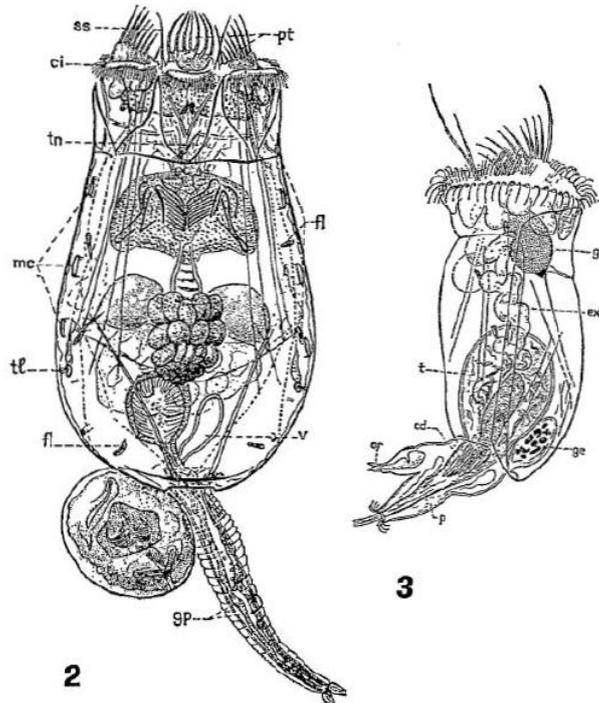
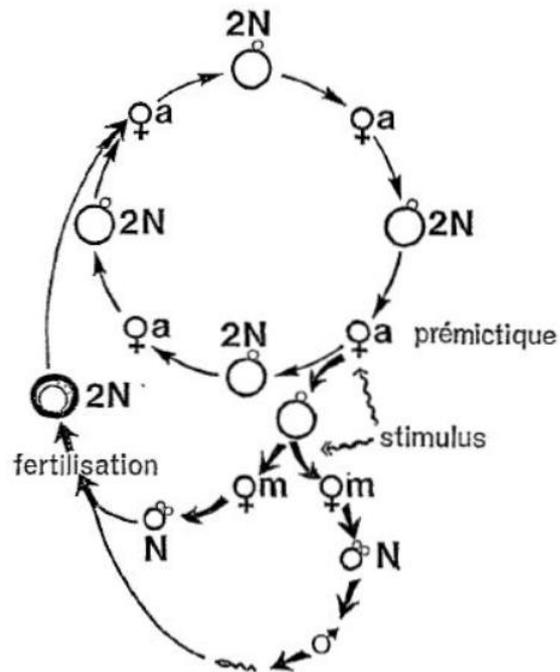


Fig. 2. — *Brachionus calyciflorus* femelle, vue dorsale avec un œuf immédiat femelle ; ci, cingulum ; fl, flammes des néphridies ; gp, glande du pied ; mc, muscles circulaires ; pt, pseudotrochus ; ss, soies sensorielles ; tl, tentacule lombaire ; tn, tentacule nuchal ; v, vessie (d'après DE BEAUCHAMP), $\times 300$.

Fig. 3. — *Brachionus calyciflorus* mâle, vue de profil ; cd, canal déférent ; ex, néphridie ; g, cerveau ; ge, grains d'excrétion ; or, orteils ; p, pénis ; t, testicule (d'après DE BEAUCHAMP), $\times 800$.



Cycle de reproduction de Rotifères Monogonontes (♀ a = femelle amictique, ♀ m = femelle mictique).

Classification *Keratella Quadrata* (Muller, 1786):

Règne : Animal.

Embranchement : Rotifère.

Classe : Eurotatoria.

Ordre : Ploima.

Famille : Brachionidae.

Genre : *Keratella*

Espèce : *Keratella Quadrata* (Muller, 1786).



Figure : *Keratella quadrata* (Rotifère)
Taille $\leq 0,35$ mm (photo G. Balvay).
Espèce planctonique eurytherme, très polymorphe et eurytope (eau douce ou salée).

Classification d'*Asplanchna priodonta* :

Règne : Animal.

Embranchement : Rotifère.

Classe : Eurotatoria.

Ordre : Ploima.

Famille : Asplanchnidae Eckstein.

Genre : *Asplanchna*.

Espèce : *Asplanchna priodonta* (Gosse, 1850).



Classification *Candona candida* :

Règne : Animal.

Embranchement : Arthropode.

Classe : Ostracoda.

Ordre : Podocopida .

Famille : Candonidae.

Genre : *Candona*.

Espèce : *Candona Candida* (Muller, 1776).



Candona candida (O.F. Müller, 1776)

Classification *Herpetocypris reptans* :

Règne : Animalia.

Embranchement : Arthropoda.

Classe : Ostracoda .

Ordre : Podocopida .

Famille : Cyprididae.

Genre : *Herpetocypris*.

Espèce : *Herpetocypris reptans*.



Markus Lindholm