

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE  
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE MOULOUD MAMMARI DE TIZI-OUZOU  
FACULTE DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET DES SCIENCES AGRONOMIQUES  
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ANIMALE ET VEGETALE

**THESE**

Présentée par

**M. BOUCHAALA Laid**

En vue de l'obtention du titre de

**DOCTEUR EN SCIENCES BIOLOGIQUES**



**THEME**

**Contribution à l'étude de la qualité physico-chimique et microbiologique de l'eau des écosystèmes aquatiques de Guerbes-Sanhadja (Skikda) et utilisation de l'espace par le Canard Siffleur *Anas penelope*.**

**Devant le jury composé de :**

<b>M. METAHRI Mohammed Said</b>	<b>( M.C.A)</b>	<b>Univ. de Tizi-Ouzou</b>	<b>(Président)</b>
<b>M. HOUHAMDI Moussa</b>	<b>(Prof.)</b>	<b>Univ. de Guelma</b>	<b>(Directeur de thèse)</b>
<b>M. BOUKHEMZA Mohamed</b>	<b>(Prof.)</b>	<b>Univ. de Tizi-Ouzou</b>	<b>(Co-directeur de thèse)</b>
<b>M. BELHAMRA Mohamed</b>	<b>(Prof.)</b>	<b>Univ. de Biskra</b>	<b>(Examineur)</b>
<b>M. OUAKID Mohamed-Laid</b>	<b>(Prof.)</b>	<b>Univ. d'Annaba</b>	<b>(Examineur)</b>
<b>Mme. METNA Fatiha</b>	<b>(M.C.A)</b>	<b>Univ. de Tizi-Ouzou</b>	<b>(Examineur)</b>

**Année:2016/2017**

## Remerciement

*Louange à Dieu qui m'a donné l'esprit, le courage pour surmonter toutes les difficultés durant cette étude ainsi que l'endurance pour terminer ce travail.*

*L'exprime ma vive reconnaissance à :*

*mes directeurs de thèse, monsieur le professeur HOUHAMDJ Moussa et monsieur le professeur BOUKHEMLA Mohamed pour leurs aide et d'avoir dirigé ce travail durant toutes ces années, avec simplicité et amabilité, pour leurs présence et ses conseils instructifs, et enfin pour m'avoir fait connaître l'écologie des ciseaux aquatiques. Sans ils, cette thèse n'aurait pas été réalisée.*

*Pour m'avoir fait l'honneur de participer au jury et de bien vouloir juger cette thèse, je tiens à remercier :*

*- Monsieur MEJAHJ Mohammed Said maitre de conférence A à l'université de Tizi Ouzou,*

*- Monsieur BOUKHEMLA Mohamed, professeur à l'université de Tizi Ouzou,*

*- Monsieur BELHAMRA Mohamed, professeur à l'université de Biskra*

*- Monsieur OUAKID Mohamed Laid, professeur à l'université Badji Mckhtar de Annaba,*

*- Madame MEJNA Fatiha Maitre de conférence A à l'université Tizi Ouzou*

*Mes remerciements vont également aux collègues de l'université 08 Mai 1945 de Guelma, qui m'ont aimablement aidé dans le travail de terrain et particulièrement MERZOUG*

*Seyf Eddine, Amor abdu Wahiba, Acouissi amina.*

*De même que je remercie Mr. Arif Aziz de Tizi-Ouzou et à tous ceux qui ont contribué, de près ou de loin, à la réalisation de ce travail.*

# *Dédicace*

*J'ai l'honneur de dédier ce modeste travail à :*

*A mon père et à ma mère qui m'ont donné l'aide, le courage et la foi pour accomplir ce travail. Qu'ils trouvent ici toute ma considération.*

*A ma femme, merci pour ton encouragement et tes conseils et à mes deux enfants Bailassen Elbatout et Ahmed Elmortada qui seront inchallah meilleur que leur père, qu'Allah me les garde.*

*A mon frère Abd Elsetah et sa petite famille, à mon frère Mohamed Elhadi et sa famille, à mes sœurs et leurs familles. Un grand MERCI pour leur affection et leur soutien permanent.*

*A mes beaux-parents, ainsi qu'à, mes beaux-frères pour leur aide, leur présence et leurs encouragements..*

*A mes amis de toujours Nabil Chachar, Gharib abd elsetah, pour leur assistance et leur fidélité, sans oublier SON, MOURAD CHAHIN et leurs familles.*

**LISTE D'ABRIVIATION**

**A.ferina** : *Aythya ferina*

**A.fuligula** : *Aythya fuligula*

**ADE** : Analysis of Environmental Data

**ADH** : Arginine Di Hydrolase

**AEWA** : The African-Eurasian Migratory Waterbird Agreement

**AFC** : Analyse factorielle des correspondances

**ASR** : Anaérobies sulfito-réductrices

**BCPL** : bouillon lactosé au pourpre de bromocrésol

**BGN** : Bacille a gram négatif

**CE** : Conductivité électrique

**CF** : Coliformes fécaux

**CF/ml** : Coliformes fécaux par millilitre

**CITES** : Convention on International Trade of Endangered Species

**CT** : Coliformes totaux

**CT/ml** : Coliformes totaux par millilitre

**m/s** : mètre par seconde

**Max** : maximum

**mg/l** : milligramme par litre

**min** : minute

**Min** : minimum

**ml** : millilitre

**mm** : millimètre

**Moy** : moyenne

**N** : Nord

**N<sub>2</sub>** : Azote

**NO<sub>2</sub><sup>-</sup>** : Nitrite

**NO<sub>3</sub><sup>-</sup>** : Nitrate

**NPP** : Nombre plus probable O<sub>2</sub> dissous

**OD** Oxygène dissous

**D/C** : Double concentration

**DES** : Direction de l'environnement de Skikda

**DGF** : Direction générale de forets

**E** : Est

**E. coli** : *Escherichia coli*

**EPA** : Eau peptonée alcaline

**Ex** : exemple

**g** : gramme

**GNAB** : Gélose nutritive alcaline de billé

**h** : heure

**H<sub>2</sub>S** : Hydrogène sulfuré

**ha** : hectare

**HCEFLCD** : Haut-Commissariat Aux Eaux et Forêt et la Lutte Contre la Désertification

**Km** : Kilomètre

**LDC** : Lysine Décarboxylase

**ONPG** : Ortho-intro phényle B-D-Galactosidase

**pH** : Potentiel d'hydrogène

**Rothe S/C** : Bouillon à l'azide de sodium simple concentration

**Rothe D/C** : Bouillon à l'azide de sodium double concentration

**S** : Station  
**S.epidermidis** : *Staphylococcus epidermidis*

**S.saprophyticus** : *Staphylococcus saprophyticus*

**S/C** : Simple concentration

**SB** : Suspension bactérienne

**SF/ml** : Streptocoques fécaux par millilitre

**SFB** : Bouillon Sélénite cystéiné

**SM** : Solution mère

**sp** : espèce

**SOR**: Sorbitol

**SS** : *salmonella-shigella*

**T** : Température

**Tab** : Tableau

**TDA** : Tryptophane Décarboxylase

**TSI** : Triple Sugar Iron

**U.R.S.S** : Union des républiques  
socialistes soviétiques

**μ** : microne

**μS/cm** : micro simens par centimètre

**LISTE DES FIGURES**

**Figure A :** Photo d'un couple de Canard siffleur *Anas penelope* ([http://jeanjacques.chever.free.fr/wa\\_24](http://jeanjacques.chever.free.fr/wa_24)).

**Figure B :** Photo du mâle de Canard siffleur *Anas penelope* ([www.oiseaux.net](http://www.oiseaux.net))

**Figure C :** Photo de la femelle de Canard siffleur *Anas penelope* (<http://1000-pattes.blogspot.com>)

**Figure 01 :** Le complexe des zones humides Numidie occidentale (Boumezbeur, 2001).

**Figure 02:** Complexe des zones humides de Guerbes-Sanhadja (Boumezbeur, 2001)

**Figure 03 :** photo de garaet Hadj-Tahar (prise par Bouchaala L. le 12.01.2013)

**Figure 04 :** Image satellitaire de garaet Hadj-Tahar (Google Earth.2016)

**Figure 05 :** Diagramme pluviothermique de Bagnouls et Gaussen (1957).

**Figure 06 :** Situation de la wilaya de Skikda dans le climagramme d'Emberger (2004 – 2014)

**Figure 07 :** Répartition Géographique du Canard siffleur *Anas penelope* dans le monde

**Figure 08 :** Dénombrement des coliformes totaux et fécaux

**Figure 09 :** Dénombrement des streptocoques fécaux

**Figure 10 :** Dénombrement des Spores des bactéries anaérobies Sulfito-réductrices (*Clostridium* sulfito-réducteurs)

**Figure 11 :** Recherche des *Salmonella*.

**Figure 12 :** Méthode d'ensemencement par des stries

**Figure 13 :** Test biochimiques complémentaires II (ONPG, oxydase, TSI, mannitol- mobilité citrate de Simmons, RM et réaction VP

**Figure 14 :** Tests biochimiques complémentaires I : (dégradation des AA, du nitrate réductase et test Urée-Indole)

**Figure 15 :** Variations spatio-temporelles des valeurs du pH dans l'eau des principales zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja

**Figure 16 :** Variations spatio-temporelles des valeurs de la température dans l'eau des principales zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja

**Figure 17 :** Variations spatio-temporelles des valeurs de la conductivité dans l'eau des zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja

**Figure 18 :** Variations spatio-temporelles des valeurs de l'OD dans l'eau des zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja

**Figure 19 :** Evolution des concentrations des coliformes totaux dans l'eau des zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja

**Figure 20 :** Evolution des concentrations des coliformes fécaux dans l'eau des zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja

**Figure 21 :** Evolution des concentrations des streptocoques fécaux dans l'eau des zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja

**Figure 22 :** Résultats de quelques galeries biochimiques classiques.

**Figure 23 :** Profil biochimique de la souche *Serratia odorifera 2*

**Figure 24 :** Profil biochimique de la souche *Vibrio vulnificus*

**Figure 25 :** Evolution mensuelle des effectifs du Canard siffleur *Anas penelope* à garaet Hadj-Tahar (saisons d'hivernage 2010-2013)

**Figure 26 :** Occupation spatiale de garaet Hadj-Tahar par le Canard siffleur *Anas penelope* (2010-2013).

**Figure 27 :** Evolution des effectifs du Canard siffleur *Anas penelope* au niveau de garaet Beni M'Hamed (2012-2013).

**Figure 28 :** Occupation spatiale du Canard siffleur *Anas penelope* à garaet Beni M'Hamed (Skikda, Algérie).

**Figure 29 :** Evolution des effectifs du Canard siffleur *Anas penelope* de garaet El-Haoues (2012-2013).

**Figure 30 :** Occupation spatiale du Canard siffleur *Anas penelope* à garaet El-Haoues (Skikda, Algérie).

**Figure 31 :** Variation des rythmes d'activités diurnes du Canard siffleur *Anas penelope* hivernant à garaet Hadj-Tahar (2010 – 2013).

**Figure 32 :** Variation du comportement alimentaire diurne du Canard siffleur *Anas penelope* hivernant à garaet Hadj-Tahar (2010 – 2013).

**Figure 33 :** Bilan des rythmes d'activité diurne du Canard siffleur *Anas penelope* (2010-2013).

**Figure 34 :** Bilan du comportement alimentaire du Canard Siffleur *Anas penelope* (2010-2013)

**Figure 35 :** Evolution du rythme d'activité diurne du Canard siffleur *Anas penelope* (2010-2013) durant les différentes tranches horaires de la journée

**Figure 36 :** Evolution du rythme d'activité d'alimentation du Canard siffleur *Anas penelope* (2010-2013) durant les différentes tranches horaires de la journée

**Figure 37 :** Plan factoriel 1x2 de l'AFC des distributions des activités diurnes du Canard Siffleur *Anas penelope* à garaet Hadj-Tahar (10 relevés x 5 activités) (2010-2013).

**LISTE DES TABLEAUX**

**Tableau 01 :** Données climatiques de la station météorologique de la wilaya de Skikda (2004 - 2014).....20

**Tableau 02 :** Les caractéristiques des points de prélèvement.....33

**Tableau 03 :** Caractères d'identification biochimique de *Shigella* (Sayad, 2008).....49

**Tableau 04:** Différences majeures entre les *Vibrio*, *Pleisiomonas* et *Aeromonas* (Labres et Mouffok, 2008).....50

**Tableau 05 :** Détermination du rapport coliformes fécaux/streptocoques fécaux.....83

**Tableau 06 :** Origine de la pollution fécale selon le rapport CF/SF (Source: Borrego et Romero, 1982 in Galaf et Ghannam, 2003).....83

**Tableau 07 :** Dénombrement des spores des bactéries anaérobies Sulfito-réducteurs (ASR/20 ml).....84

**Tableau 08 :** Résultats du profil biochimique des *Staphylococcus* isolés.....84

**Tableau 09 :** Les espèces identifiées par la galerie biochimique classique.....85

**Tableau 10 :** Les espèces identifiées par l'API 20 E et l'API 20 NE.....86

**Tableau 11:** Répartition des espèces bactériennes isolées entres les différentes stations.87

**Check-list 1 :** La flore de garaet Hadj-Tahar .....annexe 1

**Check-list 2 :** Avifaune aquatique recensé à garaet Hadj-Tahar (Metallaoui et Houhamdi, 2008).....annexe 2

Table de Mac Grady..... annexe 3

---



---

**SOMMAIRE**
**LISTE D'ABREVIATION****LISTE DES FIGURES****LISTE DES TABLEAUX****INTRODUCTION.....1****CHAPITRE I : DESCRIPTION DU SITE**

I- LA NUMIDIE ALGERIENNE	3
II- GENERALITES SUR LE COMPLEXE DE ZONES HUMIDES DE GUERBES-SANHADJA	3
III- LES PRINCIPALES ZONES HUMIDES DU COMPLEXE DE GUERBES-SANHADJA	6
III.1. Garaet Boumaïza (36°49'155 N, 7°18'975 E)	6
III.2. Garaet Ain-Magroun (36°50'225 N, 7°16'943 E)	6
III.3. Garaet Sidi Lakhdar (36°54'780 N, 7°12'055 E)	7
III.4. Garaet Beni M'Hamed (36°57' N, 7°16' E)	7
III.5. Garaet El Haouas (36°58' N, 7°18' E)	8
III.6. Garaet Messaoussa (36°52'N ; 07°15'E)	8
III.7. Nechaa Demnat Ataoua (36°56' N, 7°14'780 E)	8
III.8. Nechaa Khellaba (36°5'516 N, 7°17'576 E)	9
III.9. Lac Sidi Fritis (36°53'975 N, 7°17'437 E)	10
III.10. Garaet Chichaya (36°53'791 N, 7°18'230 E)	10
III.11. Garaet Sidi Makhoulouf (36°53'094 N, 7°18'248 E)	11
III.12. Garaet Dissia (36°55'349N, 7°15'284E)	12
III.13. Oued Maboun (36°50'345N, 7°17'313E)	12
III.14. Garaet la Marsadelle (37°00'815N, 7°15'637E)	12
III.15. Garaet Bordj du Cantonnier (36°52'168N, 7°22'760 E)	13
III.16. Garaet Tacha (36°51'979N, 7°23'587E)	13
III.17. Garaet El Loughat (36°50'N, 7°17'E)	13
III.18. Garaet Bechna (36°53'082N, 7°17'802 E)	14
III.19. Garaet aux Linaires (36°52'N, 7°18'E)	14

---

---

III.20. Garaet Bouina (36°53'490N, 7°17'574E)	14
III.21. Garaet Nouar Ezzouaoua (36°54'188N, 7°12'463 E)	15
III.22. Garaet Ain Nechma (36°48'837N, 7°16'728 E)	15
III.23. Garaet aux Oliviers (36°50'N, 7°18'E)	16
III.24. Lagune d'Oued El Kébir (36°59'N, 7°16 E)	16
III.25. Les rives d'Oued El Kébir	16
III.26. Garaet El Guelb (36°53' 206 N, 7°18'538 E)	16
III.27. Garaet Ouajaa (36° 53' 192 N, 7° 18' 963 E)	16
III.28. Le Canal de Sidi Makhoulouf (36° 53' 295 N, 7° 18' 478 E)	17
III.29. Garaet El Azla (36° 59' 477 N, 7° 19'541 E)	17
III.30. Garaet Emiflor (36° 54' N, 7° 12' E)	17
III.31. Garaet Hadj Tahar (36°51'50'' N ; 07°15'57' E)	17
IV- PRESENTATION DU SITE D'ETUDE « GARAET HADJ-TAHAR »	18
IV.1. Coordonnées géographique	18
IV.2. Situation géographique	18
IV.3. Situation administrative	18
IV.4. Géologie, géomorphologie et type de sol	19
IV.4.1. La plaine sableuse	19
IV.4.2. La plaine argileuse	19
IV.5. Hydrologie	20
IV.6. Etude climatique	20
IV.6.1. Température	20
IV.6.2. La pluviométrie	21
IV.6.3. Les vents	21
IV.6.4. L'humidité	21
IV.7. Synthèse climatique	21
IV.7.1. Diagramme pluviométrique de Bagnlous et Gausse	21
IV.7.2. Quotient pluviométrique d'Emberger	22
V-CADRE BIOTIQUE	23
V.1. La flore	23
V.2. L'avifaune	24
V.3. L'entomofaune	24
V.4. Les vertébrés	26

V.5. Les macro et micro-invertébrés	26
VI- LES FACTEURS DEFAVORABLES AFFECTANT LES CARACTERISTIQUES ECOLOGIQUES DE GARAET HADJ TAHAR	26
❖ Le pâturage	26
❖ L'agriculture	27
❖ Le braconnage	27

## **CHAPITRE II : BIOLOGIE DE L'ESPECES**

I- DESCRIPTION DE L'ESPECE de "Canard Siffleur <i>Anas penelope</i> "	28
II- DIFFICULTES D'IDENTIFICATION (SIMILITUDES)	29
III- REPARTITION GEOGRAPHIQUE	30
III.1. En Algérie	30
IV- BIOLOGIE	32
IV.1. Ecologie	32
IV.2. Comportement	32
IV.3. Reproduction et dynamique de population	32
IV.4. Alimentation	33
V- STATUT JURIDIQUE DE L'ESPECE	33

## **CHAPITRE III : MATERIEL ET METHODES**

I- CARACTERISATION PHYSICO-CHIMIQUE ET MICROBIOLOGIQUE DU BIOTOPE	33
I.1. Points de prélèvements	33
I.2. Echantillonnage	
✓ Prélèvement pour les analyses microbiologiques	35
✓ Prélèvement pour les analyses physicochimiques	
I.3. Méthodes analytiques utilisées	36
I.3.1. Les méthodes de détermination des caractéristiques microbiologiques	36
❖ Les coliformes totaux	37
❖ Les coliformes fécaux	37
❖ Les streptocoques fécaux	39

I.3.1.1. Dénombrement bactérien	39
A. Dénombrement des coliformes totaux et fécaux et des streptocoques	39
B. Recherche et dénombrement des spores des bactéries anaérobies sulfito- reductrices ( <i>Clostridium</i> )	44
C. Recherche des germes pathogènes	45
❖ Recherche de <i>Salmonella</i>	45
❖ Recherche de <i>Shigella</i>	47
❖ Recherche de <i>Vibrio</i> cholérique	50
❖ Recherche des <i>Staphylococcus</i> à coagulase positive dans les eaux	52
❖ Recherche des <i>Pseudomonas</i>	52
I.3.1.2. Recherche bactériologique	53
A. Méthode d'ensemencement sur gélose	53
B. Examen macroscopique des caractères cultureux	54
C. Examen microscopique	54
C.1. La coloration de Gram	54
C.2. Examens liés aux caractères biochimiques et enzymatiques	56
• Recherche de l'ONPG (orthonitrophényl-bêta-D-galactopyranoside)	57
• Recherche de l'Oxydase	58
• Milieu TSI (Triple Sugar Iron Agar)	58
• Milieu Mannitol – Mobilité	59
• Milieu au Citrate de Simmons	61
• Recherche des VP – RM	61
• Recherche de la Nitrate réductase	63
• Milieu Urée-Indole	64
• La recherche de la TDA	65
• Quelques acides aminés essentiels	67
• Test LDC (lysine décarboxylase), ODC (ornithine décarboxylase) et ADH (arginine dihydrolase)	67
B.2.2. Inoculation de la galerie API 20 E	68
I.3.2. Les méthodes de détermination des caractéristiques Physicochimiques	70
• La température	70
• L'Oxygène dissou.	70

• La conductivité	71
• Le pH	71
II- ETUDE DE L'ÉCOLOGIE DU CANARD SIFFLEUR <i>Anas penelope</i>	71
II.1. Matériel	71
II.2. Méthodes	72
II.2.1. Techniques de dénombrement des oiseaux d'eau	72
II.2.2. Fréquence d'échantillonnage	72
II.2.3. Choix des points d'observation	72
II.2.4. Etude des rythmes d'activités des Anatidés	73
II.2.4.1. Méthode pratiquée	74
II.2.5. Analyses statistiques des données	74

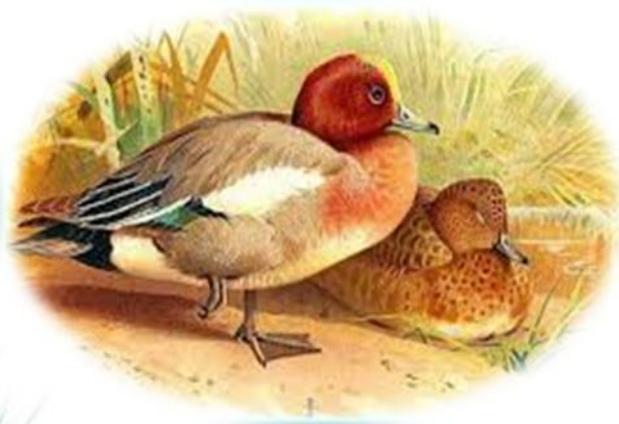
## **CHAPITRE IV: RESULTATS ET DISCUSSION**

I. CARACTERISATION DU BIOTOPE	75
I.1. Caractéristiques physico-chimiques de l'eau	75
• Le pH	75
• La température	
• La conductivité électrique	76
• L'oxygène dissous	77
I.2. Qualité microbiologique de l'eau	78
I.2.2. Les coliformes totaux	78
I.2.3. Les coliformes fécaux	79
I.2.4. Les streptocoques fécaux	80
I.2.5. Rapport coliformes fécaux/ streptocoques fécaux	81
I.2.6. Recherche et dénombrement des spores des bactéries anaérobies sulfite-reductrices (ASR)	82
I.2.7. Recherche des germes pathogènes	83
II. MODEL BIOLOGIQUE	87
II.1. Phénologie de l'espèce	87
II.1.1. Garaet Hadj-Tahar	87
II.1.2. Garaet Beni M'Hamed	88
II.1.3. Garaet El-Haoues	89

II.2. Etude des rythmes d'activités diurne	90
A- Le sommeil	90
B- La nage	91
C- L'alimentation	91
D- Le vol	91
E- Le toilettage	91
II.2.1. L'activité alimentaire	92
II.2.2. Bilan des rythmes d'activités du Canard siffleur	93
II.2.3. Variation journalière	94
II.2.3.1. L'activité alimentaire	95
II.2.4. Discussion	96
II.3. Analyse statistique multivariée des données (AFC)	97
<b>CONCLUSION.....</b>	<b>99</b>
<b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....</b>	<b>100</b>
<b>ANNEXES</b>	
<b>ABSTRACT</b>	
الملخص	
<b>RESUME</b>	



# INTRODUCTION



## INTRODUCTION

Le Canard siffleur *Anas penelope* est un canard de surface qui a fait l'objet de nombreuses études sur les rives septentrionales de la Méditerranée et demeure très peu étudié en Afrique du Nord. Son écologie, sa distribution spatio-temporelle et sa dynamique restent encore inconnues dans toute cette région du bassin méditerranéen.

L'Algérie, l'un des pays du Sud de la méditerranée, est riche en zones humides qui font partie des ressources les plus précieuses sur le plan de la diversité biologique et de la productivité naturelle. Elles jouent un rôle important dans les processus vitaux, entretenant des cycles hydrologiques et accueillant une flore importante, des poissons et des oiseaux. Parmi ces zones humides, le complexe de Guerbes-Sanhadja site Ramsar depuis 2001 (**Boumezbeur, 2001**), contient 31 sites humides (**Samraoui et De Belair, 1997**) représentés ici par Garaet-Hadj Tahar (36°51',50 N, 07°15',57 E) située à une vingtaine de kilomètres de la Méditerranée et l'un des plus grands plans d'eau de ce complexe. Ce site joue un rôle important pour l'hivernage de l'avifaune aquatique (**Metallaoui et Houhamdi, 2008**), chaque année ces zones humides abritent une diversité d'oiseaux d'environ 79 espèces appartenant à 18 familles, et certains d'entre eux sont sur la liste rouge de l'UICN (Union internationale pour la conservation de la nature), comme l'Erismaure à tête blanche *Oxyura leucocephala*, le Fuligule nyroca *Aythya nyroca* et le Talève sultane *Porphyrio porphyrio* (**Metallaoui et Houhamdi, 2008, 2010 ; Metallaoui et al., 2009 ; Bara et al., 2013**). Ces dernières années, trois espèces ont été observées pour la première fois dans le complexe : le Fuligule milouinan (**Metallaoui et Houhamdi, 2007**), la Nette rousse *Netta rufina* (**Metallaoui et Merzoug, 2009**) et le Flamant nain *Phoeniconaias minor* (**Merzoug, et al., 2010**). C'est aussi un lieu de reproduction de l'avifaune migratrice, notamment des espèces classées comme menacés d'extinction, et ou quasi-menacé (**Bird Life International, 2004**).

Ces milieux aquatiques ont connu aussi une diversification et une augmentation de la quantité de polluants rejetés sans traitement détériorent grandement le milieu aquatique et engendrent des risques l'environnement et même pour la santé. Les eaux usées des habitants (rejets domestiques) ainsi que les déchets provenant de l'agriculture sont les principales sources de pollution de l'eau de ses sites et de l'environnement favorisant ainsi l'apparition des problèmes sanitaires majeurs.

On s'inquiète donc, non seulement à la qualité microbiologique des eaux mais aussi aux ses caractéristiques physico-chimiques. En effet, dans des conditions naturelles, l'eau est généralement exempte de microbes pathogènes (bactéries, parasites, champignons ou virus) et

les éléments chimiques (sels minéraux, matières organiques, etc.) qui y sont habituellement présents à des taux acceptables pour les humains. Cependant, les activités agricoles, urbaines peuvent modifier la composition naturelle de l'eau et la rendre impropre à différentes usages.

Sur le plan bactériologique, le problème majeur demeure donc dans la prolifération, dans les écosystèmes aquatiques, des espèces bactériennes polluantes et même pathogènes entraînant des perturbations environnementales et des risques sanitaires importants (Aboukacem, 2007). Quant au plan physicochimique le problème réside dans les fortes teneurs en éléments nutritifs majeurs ( $\text{NO}_2$ ,  $\text{NO}_3$ ,  $\text{NH}_4$ ,  $\text{PO}_4$ ....) , les substances toxiques et les risques liées à leurs effets (eutrophisation...).

Afin d'étudier l'écologie de la population du Canard Siffleur *Anas penelope* dans ces hydrosystèmes du Nord-Est de l'Algérie, et de déterminer la qualité du biotope de ces plans d'eaux, notre étude se base sur les points suivants :

- La dynamique du Canard Siffleur dans ces plans d'eau.
- L'étude de leur distribution spatio-temporelle dans ces milieux.
- L'étude de son comportement diurne dans ces zones humides.
- L'étude de la qualité physico-chimique et microbiologique de l'eau de quelque hydro-système

De ce fait, ce présent travail s'articule sur les chapitres suivants :

✓ Le premier chapitre décrit la zone d'étude soit le complexe des zones humides Gerbes-Sanhadja.

Ce chapitre expose des généralités sur l'éco-complexe de Gerbes-Sanhadja en particulier ses principales zones humides tout en mettant le point sur le rôle écologique qu'elles jouent en conservant la biodiversité.

✓ Le second chapitre illustre des données bibliographiques sur le Canard siffleur *Anas penelope*.

✓ Le troisième chapitre présente le matériel et la méthodologie suivie pour la réalisation de ce travail (technique d'analyse microbiologique et physicochimique de l'eau, les techniques de dénombrements des oiseaux, d'occupation spatio-temporelle et étude des rythmes des activités diurnes du canard siffleur).

✓ Le chapitre quatre est celui des résultats et discussion. Nous y présentons nos résultats sous forme de tableaux et d'histogrammes, pour mieux exposer les différents paramètres microbiologiques et physicochimiques qui exposent la qualité du biotope. Aussi sont exposés la

phénologie d'hivernage, l'occupation de l'espace et le bilan d'activité diurne du canard siffleur.

✓ Et enfin une conclusion générale, à partir des résultats constatés et des analyses effectuées au cours de notre étude.



# CHAPITRE I



**I- LA NUMIDIE ALGERIENNE**

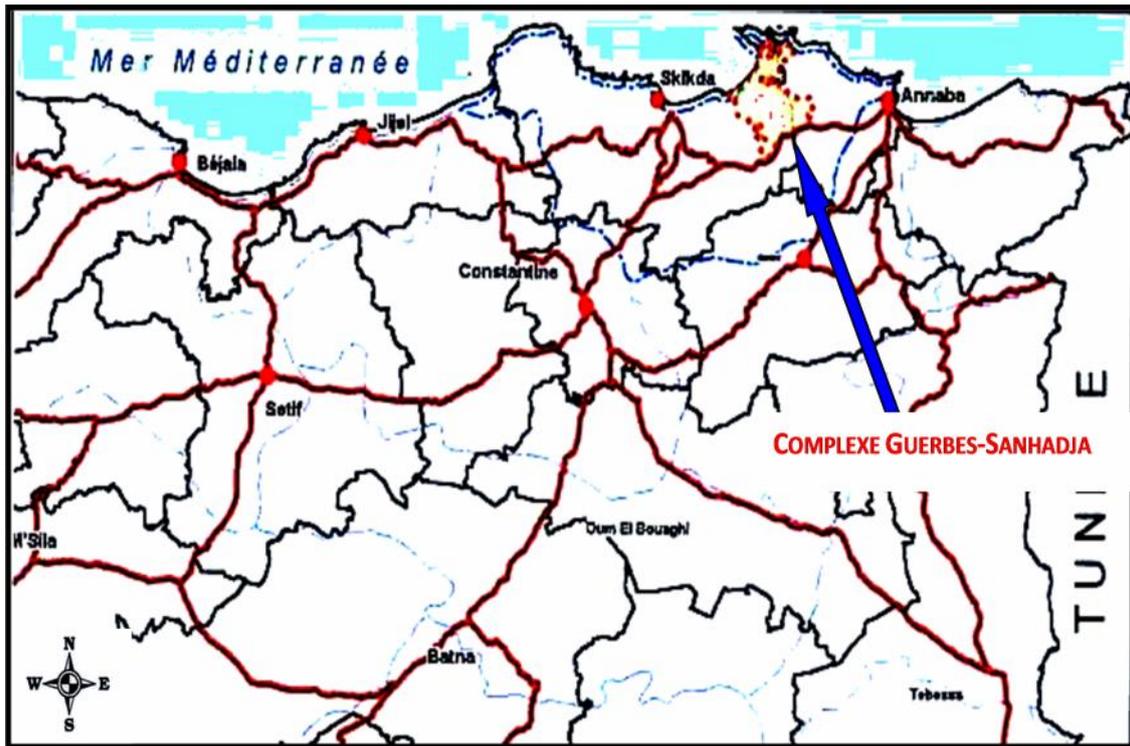
La Numidie algérienne, situé dans le Nord-Est du pays, est réputée pour ses zones humides réparties en deux grands complexes séparés par Oued Seybouse : la Numidie orientale composée des complexes de Annaba et d El-Kala et la Numidie occidentale représentée par le complexe de Guerbes-Sanhadja et le Lac Fetzara (**Samraoui et De Belair, 1997**).

La Numidie orientale composée des complexes d'Annaba et d'El Kala, délimitée à l'Est par les frontières algéro-tunisiennes et par l'Oued Seybouse dans sa partie occidentale ayant comme limite septentrionale la Méditerranée et comme limite méridionale les collines de l'Atlas tellien (**Samraoui et De Belair, 1997**). Cette région de l'Algérie renferme un grand nombre de sites humides exceptionnels possédant une grande diversité d'écosystèmes marins, lacustres et forestiers caractérisés par une richesse animale et végétale élevée. Ces zones humides s'étendent sur une superficie de 156 000 ha (**Houhamdi, 1998**).

La Numidie occidentale représentée par le Lac Fetzara et le complexe de zones humides de la plaine de Guerbes-Sanhadja. Ce complexe est une grande plaine littorale d'une superficie de 42100 ha bordée à l'Ouest par les collines côtières de Skikda et à l'Est par le massif forestier côtier de Chetaïbi. Le massif dunaire continental de la plaine de Gerbes-Sanhadja est le réservoir hydrique d'environ 40 hectomètres cubes, qui génère une multitude de dépressions et de vallées formant lacs et Garaet de quelques hectares de superficie à plusieurs dizaines d'hectares (**Joleaud, 1936**). Les altitudes de la zone se situent entre 0 et 200m. A noter que 48,5% des terres ont une pente inférieure à 3 % (**CF, 2002**).

**II-GENERALITES SUR LE COMPLEXE DE ZONES HUMIDES DE GUERBES-SANHADJA**

C'est une grande plaine littorale située dans le nord-est algérien, d'une superficie de 42100 ha (**Fig. 01**). Elle renferme des sites d'importance internationale qui fournissent des exemples représentatifs, rares et/ou uniques de type de zone humide naturelle que ce soit pour le Maghreb, l'Afrique du nord, la sous-région Afrique du nord-Afrique centrale ou bien même la région méditerranéenne. Le complexe de Guerbes-Sanhadja présente une valeur particulière pour le maintien de la biodiversité (**Samraoui et De Belair, 1998 ; Metallaoui et Houhamdi, 2008**). Il a été inscrit sur la liste de Ramsar des zones humides d'importances internationales en 2001 (**Boumezbeur, 2001**).



**Figure 01** : Le complexe des zones humides de la Numidie occidentale (**Boumezbeur, 2001**).

A l'ouest le complexe est bordée par les collines côtières de Skikda et à l'Est par le massif forestier côtier de Chetaïbi. Les altitudes de la zone se situent entre 0 et 200 mètres. Les principales unités lithologiques sont essentiellement formées de dépôts éoliens et alluviaux. Le caractère remarquable de la flore et de la faune de cette région a pour origine : la diversité géomorphologique, et son emplacement en un carrefour bioclimatique, entraînant une richesse élevée de la biodiversité (**Boumezbeur, 2001**).

Le massif dunaire continental de la plaine de Guerbes est le réservoir hydrique d'environ 40 millions de mètres cubes qui génère une multitude de dépressions et de vallées formant lacs et garaet (**Joleaud, 1936**), de quelques hectares de superficie à plusieurs dizaines d'hectares. A l'est et au sud de ce massif, Oued El Kébir et ses affluents, aux nombreux méandres en raison de la faible pente, alimentent une série de collections d'eaux naturelles ou artificielles (petits barrages ou retenues collinaires). Le contact dunes-plaines alluviales a formé des forêts humides (aulnaies) pouvant atteindre 180 ha. La plupart de ces milieux ont un sol à pH acide ou neutre se développant très fréquemment sur de la tourbe, les principales zones humides de cet écosystème sont : Garaet Beni M hamed, Garaet Lemsoussa, Garaet Moussissi, Garaet Elhouas, Garaet Hadj-Tahar, Garaet Cherouk, Garaet Sidi Fritis, Garaet Dahria et Garaet Boumaiza ... (**Fig. 02**) (**Atoussi, 2008**).



Figure 02: Complexe des zones humides de Guerbes-Sanhadja (Boumezbeur, 2001)

### III- LES PRINCIPALES ZONES HUMIDES DU COMPLEXE DE GUERBES-SANHADJA

Le complexe de zones humides de Guebès-Sanhadja, est situé entre la latitude 36°45'-37°1' N et longitudes 7°13'-7°30' E dans la partie Est de l'Algérie (**Fig.01**). Il renferme 31 sites humides (**Samraoui et De Belair, 1997**), dont la plupart appartiennent à quatre grands groupes d'écosystèmes : les aulnaies ou nechèâs, les étangs ou garaets, les lagunes et enfin les cours d'eau et les ripisylves. Les principaux sont décrits ci-dessous.

#### III.1. Garaet Boumaïza (36°49'155 N, 7°18'975 E)

C'est un marais temporaire, qui s'étend sur une surface d'environ 70 ha maintenu par la pluviosité, les cours d'eau et les infiltrations des montagnes de Boumaïza, situées à la partie Nord-Nord-Est (**Fig.02**). La plaine occupée par ce marais est franchie par une dépression Sud-Est-Nord-Est vers Oued El-Kebir. Cette dépression était probablement tributaire d'un lit d'oued. Le marais présente une végétation diversifiée les hydrophytes recouvrant à 50% le plan d'eau sont représentées par *Callitriche stagnalis*, *Ceratophyllum demersum*, *Lemna minor*, des Renonculacées (*Ranunculus baudotii*, *Ranunculus trichophyllus* par des potamogeton (*Potamogeton nodosus potamogeton pectinatus*). Les amphiphytes sont principalement représentées par *Alisma plantago aquatica* dont le recouvrement est de 50%, des juncacées (*Juncus subnodulosus*, *Juncus subulatus*), des Cypéracées (*Cyperus longus*), des Scirpes (*Scirpus lacustris*, *Scirpus maritimus*) des Typhacées (*Typha angustifolia*). Les oiseaux d'eau qui fréquentent le marais sont *Ardea ibis*, *Ciconia ciconia* (**Samraoui et De Belair, 1997**).

#### III.2. Garaet Aïn-Magroun (36°50'225 N, 7°16'943 E)

Ce site s'étend sur une surface d'environ 9 ha. Il appartient à une série de dépressions marécageuses, lesquelles disparaissent couramment, à l'exception pour la grande dépression de garaet Hadj-Tahar. La garaet est orientée Sud-Est-Nord-Ouest (**Fig.02**). Originellement, ces dépressions ont l'habitude de former une seule unité. Ce marais occupe une dépression au Sud d'un petit mont de 21 m d'altitude couvert de plantation d'arbres d'olive. Une végétation submergée représentée par *Ranunculus baudotii*. Parmi les amphiphytes, nous rencontrons les Alismacées comme *Alisma plantago aquatica*, *Alopecurus bulbosus*, des Cypéracées représentée par *Cyperus longus*, *Oenanthe fistulosa*, *Polygonum lapathifolium*, *Rumex*

*algeriensis*, *Rumex conglomeratus* et des Typhacées comme *Typha angustifolia* dont le recouvrement peut atteindre les 60%. Parmi les oiseaux d'eau présents dans la garaet nous avons la poule d'eau (*Gallinula chloropus*, la Foulque macroule *Fulica atra* elle est aussi un site de reproduction pour le Canard Colvert *Anas platyrhynchos* (Samraoui et De Belair, 1997).

### III.3. Garaet Sidi Lakhdar (36°54'780 N, 7°12'055 E)

Ce site occupe une superficie d'environ 25 ha situé dans la prolongation des marais mentionnés plus haut (incluant garaet Nouar Ezzouaoua) au Nord-Ouest (Fig.02), dans une dépression avec le même substrat. Bien que, les eaux de garaet Hadj-Tahar coulent vers Oued El-Kebir, les eaux de ce site coulent vers la mer. Il est dominé au Sud-Ouest par Djebel El Foul, et à l'Ouest par Djebel Filfila, et au Nord-Ouest par des dunes dont l'altitude moyenne est de 50 m. Parmi la végétation, nous rencontrons des hydrophytes comme (*Callitriche stagnalis*, *Ceratophyllum demersum*, *Lemna minor*, *Lemna gibba*, *Potamogeton crispus*. Autour de la garaet, nous avons des Alismacées *Alisma plantago aquatica*, *Carex muricata*, *Cyperus longus*). Les Juncacées sont représentées par *Juncus conglomeratus* et *Juncus heterophyllus* dont le recouvrement peut aller jusqu'à 60%. Du point de vue avifaunistique, la Garaet de Sidi Lakhdar est fréquentée par les Hérons garde-bœufs *Ardea ibis*, la Gallinule poule d'eau (*Gallinula chloropus*) et le Martin pêcheur *Alcedo atthis* (observation personnelle). Nous notons également la présence de Copépodes (*Copidodiaptomus numidicus*, *Macrocyclus albidus*, *Eucyclops serrulatus*), des Cladocères. Les poissons sont représentés par *Phoxinellus punicus* (Samraoui et De Belair, 1997).

### III.4. Garaet Beni M'Hamed (36°57' N, 7°16' E)

Ce marais salé occupe une surface d'environ 380 ha. Et s'étend près de l'estuaire d'Oued El-Kebir (Fig.02). Il est alimenté par l'inondation de cet Oued. Son sol est formé d'argile Numidien. La végétation de la Garaet est peu diversifiée dans le plan d'eau nous constatons des formations émergentes de *Chmaemelum praecox*, *Juncus acutus*, *Oenanthe fistulosa* dont le recouvrement peut atteindre 50%. La garaet est entouré de *Tamarix gallica* et de forêts de frênes *Fraxinus angustifolia* (Samraoui et De Belair, 1997). Les oiseaux d'eau qui fréquentent ce plan d'eau sont principalement les Hérons garde-bœufs, le Canard Siffleur (*Anas penelope*), le Canard Souchet *Anas clypeata* le Canard Pilet *Anas acuta*, le Vanneau huppé *Vanellus vanellus*, le Flamant rose *Phoenicopterus roseus*, le Tadorne de Belon

*Tadorna tadorna*, la Spatule blanche *Platalea leucorodia* la Mouette rieuse (*Larus rudibundus*) et le Goéland leucophée (*Larus michahellis*) (observation personnelle) (Metallaoui, 2010).

### **III.5. Garaet El-Haouas (36°58' N, 7°18' E)**

Cette garaet occupe une surface d'environ 260 ha. Elle est située dans la rive gauche de Oued El-Kebir. Elle s'étend entre les dunes de Guerbes du côté Ouest et les rives de Oued El-Kebir du côté Est (**Fig.02**). Le substratum est formé par le sédiment et le sable dunaire. La végétation submergée est dominée par (*Callitriche stagnalis*, *Potamogeton trichoïdes*). Les Alismacées représentées par (*Alisma plontago-aquatica*) dont le recouvrement total ne dépasse pas les 25%. Les amphiphytes sont représentées également par le (*Carex divisa*, *Iris pseudoacorus*, *Cyperus longus*, *Juncus tenageia*, le *juncus bulbosus*, des Scirpes (*Scirpus lacustris*, *Scirpus maritimus*) et des Typhas (*Typha angustifolia*) (Samraoui et De Belair, 1997).

### **III.6. Garaet Messaoussa (36°52'N ; 07°15'E)**

C'est un marais d'eau douce qui occupe une surface d'environ 300 ha (**Fig.02**). Il est entièrement boisé en aulnes glutineux bien portants, avec un sable mouvant et une présence d'eau en permanence. Le site est à quelques mètres de l'Oued El-Kebir et il est alimenté par ce dernier. Cette aulnaie est menacée par l'avancement des dunes de sable, dû au défrichage intense. Le lac constitue un site de nidification des rapaces (Buse variable *Buteo buteo*, Busard des roseaux *Circus aeruginosus*, Buse féroce *Buteo rufinus* et des Cigognes blanches *Ciconia ciconia* (DES, 2013). Les oiseaux d'eau qui fréquentent ce plan d'eau sont principalement la Foulque macroule *Fulica atra*, le Fuligule nyroca *Aythya nyroca*, le Canard sifleur *Anas penelope*, le Canard colvert *Anas platyrhynchos*, le Héron garde-bœuf *Ardea ibis*, le Héron cendré *Ardea cinerea*, la Poule d'eau *Gallinula chloropus*, la Poule sultane *Porphyrio porphyrio*, l'Aigrette garzette *Egretta garzetta* (Merzoug, 2015).

### **III.7. Nechaa Demnat Ataoua (36°56' N, 7°14'780 E)**

Ce site est remarquable pour ses aulnes et son marais. Il occupe une surface d'environ 280 ha et il est localisé à l'Ouest du mont de l'Edough du côté gauche d'Oued El-Kebir (**Fig.02**). Thomas (1975) est le seul scientifique qui a donné une petite description du site. L'Aulne de Demnat Ataoua et le marais de garaet Messaoussa adoptent en général la direction

Nord-Ouest–Sud-Est. Il est localisé sur des cours d'eau de la dépression dunaire. Le marais constitue une zone particulière d'aulnaie dans la plaine alluviale de Oued El-Kebir. La texture du sol est sableuse dans le Nord-Ouest en raison des dépôts dunaire, et devient graduellement argileuse dans le Sud-Est à cause des dépôts alluviaux de Oued El-Kebir. Ce marais alimenté par deux oueds (Oued Ras El Ma et Oued El Kebir) qui trouvent leurs sources à la base des dunes. Cinq espèces d'hydrophytes recouvrent le plan d'eau dont les plus importants du point de vue recouvrement nous notons les *Callitriche stagnatilis*, *Lemna minor*, *Potamogeton trichoïdes*, 38 espèces d'hydrophytes dominée par la famille des Juncacées nous notons *Juncus acutus*, *Juncus anceps*, *Juncus bufonius*, *Juncus bulbosus*, *Juncus conglomeratus*, *Juncus heterophyllus*, *Juncus maritimus*, *Juncus pygmaeus*, *Juncus subnodulosus* et *Juncus tenageia*. Des Typhas (*Typha angustifolia*) et des Scirpes (*Scirpus maritimus*). La végétation qui entoure la Nechaa est diversifiée, nous rencontrons le *Rubus ulmifolius*, *Alnus glutinosa* présent à pratiquement 100%. Le Busard des roseaux *Circus aeruginosus* est l'unique représentant de l'avifaune aquatique dans ce site (Samraoui et De Belair, 1997).

### **III.8. Nechaa Khellaba (36°5'516 N, 7°17'576 E)**

Ce site s'étend sur une surface d'environ de 75 ha. (Fig.02). Elle est constituée exclusivement presque d'aulne. Elle est ouverte vers la plaine alluviale d'Oued El-Kebir. Elle présente une largeur de 200 à 300 mètres et une longueur de 3 à 4 km. Ces aulnes s'alimentent par les petits courants d'eau d'Oued El-Kebir. Le substratum de ces aulnes est formé exclusivement de la tourbe du sable, à cause de l'abondance de la matière organique laissée par cette forêt humide. Ce plan d'eau est pauvre en végétation aquatique elle se limite à *Callitriche stagnalis* dont le recouvrement varie d'un endroit à un autre et peut aller de 0% jusqu'à 60%. Par contre les amphiphytes sont mieux représentées 16 espèces sont recensées parmi lesquelles, nous notons le *Lycopus europaeus*, *Lythrum junceum*, *Nasturium officinale*, *Polygonum lapathifolium*, *Ranunculus sceleratus*, *Rumex conglomeratus* et *veronica anagallis aquatica*. Le climat et le substratum tourbeux de la plaine ont favorisé la formation de forêts d'Aulne glutineux (*Alnus glutinosa*), le cortège floristique entourant ce site est formé également d'*Arum italicum*, *Rubia peregrina*, *Rubus ulmifolius* et de *Mentha suaveolens*. 3 espèces d'Ostracodes sont présents dans ce plan d'eau à savoir *Candonopsis cf. kingsley*, *Cypria ophthalmica* et *Cypris bispinosa* (Samraoui et De Belair, 1997).

### III.9. Lac Sidi Fritis (36°53'975 N, 7°17'437 E)

Ce lac occupe une surface d'environ 40 ha. Il est localisé dans une dépression inter dunaire, orientée Nord-Ouest–Sud-Est (**Fig.02**), il est alimenté par les eaux souterraines dunaires au Nord-Ouest, et par plusieurs sources dunaires à l'Ouest et à l'Est. Il est composé par deux unités : une broussaille marécageuse d'environ 26 ha, situé au Nord-Ouest et un petit lac de 13 ha situé dans le Sud-Est. Il est souvent sec en été, à cause du pompage d'eau pour l'irrigation. Sa profondeur n'excède pas les 1.5 m. À l'Ouest, il est délimité par une dune dont la hauteur est de 57 m et à l'Est par un pré sec localisé au pied d'une autre dune de 28 m de hauteur. Cette étendue d'eau présente une végétation très diversifiée recouvrant plus de 90% du lac. Le cortège floristique du site est constitué principalement de *Callitriche stagnalis*, *Callitriche truncata*, *Ceratophyllum submersum*, *Myriophyllum alterniflorum*, *Nymphaea alba*, *Ranunculus baudotii* et *Ranunculus hederaceus*. Dans le plan d'eau, nous constatons des formations émergentes de *Cyperus flavescens*, *Cyperus fuscus*, *Cyperus longus*, *Iris pseudoacorus*, des Juncacées comme *Juncus anceps*, *Juncus bufonius*, *Juncus bulbosus*, *Juncus heterophyllus*, *Juncus maritimus*, *Juncus subnodulosus*, *Juncus subulatus* et *Juncus tenageia*, des phragmites *Phragmites australis* des Renonculacées *Ranunculus flammula* et *Ranunculus ophioglossifolius*, des Scirpes représentées par *Scirpus cernuus*. La ceinture végétale qui entoure le lac est formée principalement d'*Alnus glutinosa*, *Fraxinus angustifolia*, *Rubus ulmifolius*, *Salix alba*, et *Salix pedicellata* (**Samraoui et De Belair, 1997**). Du point de vue avifaunistique, et selon Metallaoui (**2010**), ce lac est fréquenté par les Hérons garde-bœufs *Ardea ibis*, Grèbe castagneux *Tachybaptus ruficollis*, la Cigogne blanche *Ciconia ciconia* et le Goéland leucophée *Larus michahellis*.

### III.10. Garaet Chichaya (36°53'791 N, 7°18'230 E)

Ce marais occupe une surface d'environ 50 ha. Il est orienté Nord-Ouest-Sud Est (**Fig.02**). Au Nord-Ouest, ce marais est alimenté par les eaux dunaires souterraines et les dépressions ouvertes vers le Sud-Est, près de la plaine alluviale de Oued El-Kebir. Il a une continuité avec Garaet Sidi Makhoulouf. Le substratum est constitué, au Nord-Ouest par le sable dunaire mélangé avec la tourbe. Ce sol est remplacé en Sud-Est par une boue argileuse de la plaine. Le Nord-Ouest est entièrement occupé par l'aulne, plus ou moins fixé en dune. Au Sud-Est, le marais suit une petite pente vers l'eau libre, temporaire ou non, selon la pluviosité annuelle et la pression du pompage de l'eau. Plus de 50 espèces végétales ont été recensées, parmi lesquelles nous trouvons des hydrophytes comme *Ceratophyllum demersum*, *Lemna*

*gibba*, *Myriophyllum spicatum*, *Polygonum senegalense*, *Potamogeton lucens* occupant plus de 75% du plan d'eau, une ptéridophyte rare, *Salvinia natans*, *Utricularia vulgaris* et *Wolffia arrhiza*. Parmi les hygrophytes, nous avons des Cyperacées *Cyperus longus* des Juncacées, *Juncus acutus* et *Juncus subulatus*. Nous constatons d'autres formations émergentes de *Galium palustre*, *Glyceria fluitans*, *Iris pseudoacorus*, de phragmites *Phragmites australis*, des Scirpes *Scirpus lacustris* et *Scirpus maritimus* et des Typhas *Typha angustifolia*. Des forêts d'Aulne glutineux recouvrent le sol à 50%, nous rencontrons aussi des *Fraxinus angustifolia*, *Populus alba*, *Rubus ulmifolius*, et du *Tamarix gallica* (Samraoui et De Belair, 1997). Du point de vue avifaunistique, selon Metallaoui (2010), les fréquentants de ce site sont principalement la Cigogne blanche *Ciconia ciconia*, la Gallinule poule d'eau *Gallinula chloropus*, le Busard des roseaux *Circus aeruginosus* et la Foulque macroule *Fulica atra*.

### III.11. Garaet Sidi Makhoulf (36°53'094 N, 7°18'248 E)

Ce plans d'eau occupe une superficie d'environ 50 ha (Fig.02), son substratum et situation géomorphologique sont identiques à ceux de Garaet Chichaya. Toutes les deux constituent une unité simple, orienté du Nord-Ouest au Sud-Est vers la plaine alluviale. 102 espèces végétales sont dispersées entre les prairies humides, les prairies sèches, les marais et les sites à eau ouverte. Ce site accueille les mêmes espèces citées précédemment dont les bords évoluent vers une forêt de chêne liège. L'avifaune est remarquablement représentée par le Fuligule nyroca *Aythya nyroca* qui, probablement se reproduit quand le site ne s'assèche pas rapidement. La poule sultane *Porphyrio porphyrio* est une autre espèce qui se reproduit à Garaet Sidi Makhoulf. D'autres oiseaux aquatiques colonisent ce site nous avons le Fuligule milouin *Aythya ferina*, la poule d'eau *Gallinula chloropus*, la Cigogne blanche *Ciconia ciconia*, le Busard des roseaux *Circus aeruginosus*, la Foulque macroule *Fulica atra*, l'Aigrette garzette *Egretta garzetta*, le Héron garde-bœuf *Ardea ibis*, le Héron cendré *Ardea cinerea*, le Héron crabier *Ardeola ralloides* et le Grèbe castagneux *Tachybaptus ruficollis*. Concernant la végétation, nous citons certains amphiphytes comme *Callitriche stagnalis*, *Lemna gibba*, *Lemna minor*, *Nymphaea alba* recouvrant 25% de la superficie du plan d'eau, des renonculacées *Ranunculus baudotii*, *Ranunculus tricophyllus*, *Salvinia natans*, *Utricularia vulgaris*, *Wolffia arrhiza*. Le cortège floristique du site est constitué principalement d'*Alisma plantago-aquatica*, *Apium nodiflorum*, *Iris pseudo-acorus*, de Juncacées, *Juncus capitatus*, *Juncus heterophyllus*, de Scirpes *Scirpus cernuus* et *Scirpus*

*lacustris*. Une espèce rare de Neuroptera *Lertha barbara* trouvée uniquement dans ce site de tout le complexe de Guerbes-Sanhadja (Samraoui et De Belair, 1997).

### III.12. Garaet Dissia (36°55'349N, 7°15'284E)

C'est un marais de 1.5 h situé près de quelques étangs dispersés et utilisés pour l'irrigation (Fig.02). Ce marais se trouvait à la base de l'ancienne dépression interdunaire et formait un marais de plusieurs hectares dispersés. Les restes de ce marais sont caractérisés par des bosquets de Saules et des prairies de Bruyère. Le substratum est exclusivement sablonneux. Les dunes humides entourant l'eau sont composées de nombreuses Papilionacées et Graminées (38 espèces). Ce marais est utilisé par plusieurs espèces de Libellules *Orthetrum cancellatum* et *Orthetrum trinacria* qui fuient les habitats à végétation dense (Menaï, 1993). La végétation caractéristique de ce marais est *Callitriche stagnalis*, *Myriophyllum alterniflorum*, *Nitella sp*, *Ranunculus baudotii*, *Cyperus longus*, *Juncus tenageia*, *Scirpus cernuus* et *Scirpus lacustris* (Samraoui et De Belair, 1997).

### III.13. Oued Maboun (36°50'345N, 7°17'313E)

Ce cours d'eau intermittent s'assèche de juillet jusqu'aux pluies automnales de septembre. De petits barrages utilisés pour l'irrigation ont conduit à la formation de mares temporaires durant l'hiver (Fig.02). Cet Oued est orienté Nord-Sud et coule dans Oued El-Kébir au Nord-Est de Ben Azzouz. Le sol est par conséquent alluvial et héberge au total 57 espèces végétales dont *Callitriche stagnalis*, *Chara sp.*, *Ranunculus baudotii*, *Alisma plantago aquatica*, *Carx divisa* et *Cyperus longus*.... 6 espèces de Libellules sont présentes parmi lesquelles nous citons *Ischnura graellsii*, *Orthetrum cancellatum*, *Crocothemis erythraea* (Samraoui et De Belair, 1997).

### III.14. Garaet la Marsadelle (37°00'815N, 7°15'637E)

Cette dépression interdunaire s'ouvre vers la mer (Fig.02). Elle a été précédemment visitée par Thomas (1975). Elle a une superficie de 10 hectares et localisée au Sud de la Marsa. Elle fait partie du plus profond et de la plus grande partie de la rigole. Son exutoire vers la mer a été formé par des dépôts éoliens. Ce lac est maintenu par les eaux souterraines et les cours d'eau. Elle est généralement drainée en août. Vingt-deux espèces végétales ont été recensées dans l'eau et les prairies humides. *Ceratophyllum demersum*, *Lemna minor*, *Nymphaea alba*, *Ranunculus baudotii*, *Cyperus longus* et *Scirpus lacustris* et *Juncus*

*maritimus*. L'avifaune colonisant le plan d'eau se limite aux Grèbes castagneux, Hérons garde-bœufs et les Aigrettes garzettes (Samraoui et De Belair, 1997).

### **III.15. Garaet Bordj du Cantonnier (36°52'168N, 7°22'760 E)**

Bien que l'eau ouverte couvre le site durant l'hiver, le pompage d'eau a actuellement réduit son extension dont la superficie totale ne dépasse pas les 2 hectares. Nous rencontrons quelques hygrophytes et la richesse spécifique se limite à 21 espèces dont *Callitriche stagnalis*, *Myriophyllum verticillatum*, *potamogeton nodosus*, *Ranunculus baudotii*, *Alisma plantago aquatica*, *Alopecurus bulbosus*, *Carex divisa*, *Cyperus longus*, *Glyceria fluitans*, *Juncus acutus*, *Juncus bufonius*, *Oenanthe fustilosa*, *Rumex conglomeratus*, *Scirpus lacustris*, *Bellis repens* et *Cotula coronopifolia*. Les oiseaux d'eau qui fréquentent ce site sont de même réduit à quelques espèces nous notons le Grèbe castagneux et la Cigogne blanche (Samraoui et De Belair, 1997).

### **III.16. Garaet Tacha (36°51'979N, 7°23'587E)**

Un marais étroit de 0.5 hectares situé dans une petite vallée alimenté par un ruisseau qui s'ouvre par intermittence vers Oued El Aneb (Fig.02). La sous-strate est constituée de schiste argileux comme les collines du sud-est La Garaet est orientée Sud-Est-Nord-Ouest. Malgré sa petite superficie, le nombre d'espèces végétales recensées est de 33 espèces. Comme *Callitriche stagnalis*, *Ranunculus baudotii*, *Alisma plantago aquatica*, *Cyperus longus*, *Eleocharis palustris*, *Glyceria fluitans*, *Juncus anceps*, *Juncus tenageia*, *Scirpus lacustris* et *Scirpus maritimus*. Concernant l'avifaune aquatique, nous notons la présence du Héron cendré et de la Cigogne blanche (Samraoui et De Belair, 1997).

### **III.17. Garaet El Loughat (36°50'N, 7°17'E)**

La garaet est de 38 hectares située dans dépression, au pied d'une colline à schiste argileux dont l'orientation est Sud-Nord, alimentée par un ruisseau qui coule dans la même direction (Fig.02). 35 espèces végétales ont été recensées dans la Garaet et aux alentours dans les prairies humides. Nous avons *Callitriche stagnalis*, *Lythrum hydropiper*, *Ranunculus baudotii*, *Agrostis semi-verticillata*, *Alopecurus bulbosus*, *Apium nodiflorum*, *Carex divisa*, *Glyceria fluitans*, *Juncus bufonius*, *Rumex conglomeratus*, *Scirpus lacustris*, *Bellis annua*, *Bellis repens*, *Cotula coronopifolia*, *Medicago littoralis* et *Plantago coronopus*. Le

dénombrement avifaunistique a révélé que ce site héberge une importante colonie de Cigogne blanche (13 nids) (Samraoui et De Belair, 1997).

### **III.18. Garaet Bechna (36°53'082N, 7°17'802 E)**

Ce marais de 2 hectares dont le substratum est argilo-sablonneux, s'étend vers le Nord de Garaet Sidi Makhoulf dans une dépression dunaire (**Fig.02**). Sa végétation est dominée par *Isoetes velata* en plus de 20 autres espèces végétales comme *Eryngium barrelieri*, *Mentha pulegium*, *Panicum repens*, *Ranunculus sardous*, *Trifolium filiforme* et *Sherardia arvensis*. Du point de vue avifaune, nous notons uniquement la présence de la Cigogne blanche (Samraoui et De Belair, 1997).

### **III.19. Garaet aux Linaires (36°52'N, 7°18'E)**

C'est un marais de 0.5 hectares localisé au Nord-Est à la base des dunes qui entourent Garaet Sidi Makhoulf (**Fig.02**). Ce site subit un pompage d'eau par les agriculteurs. Il est également dominé par *Isoetes velata* ainsi que d'autres espèces telles que *Chara* sp. et *Echinodorus ranunculoides* (Samraoui et De Belair, 1997).

### **III.20. Garaet Bouina (36°53'490N, 7°17'574E)**

Ce site de 25 hectares est orienté Nord-Ouest-Sud-Est situé dans une dépression dunaire (**Fig.02**). Il a été probablement dans le passé en contact avec la plaque alluviale localisée au Nord-Ouest de Garaet Chichaya. La sous strate est formée de sable et de tourbe au Sud Est et d'argile au Nord-Ouest. 72 espèces végétales ont été recensées dans le marais ainsi que les prairies humides qui l'entourent, nous notons à titre d'exemple *Nymphaea alba*, *Alisma plantago-aquatica*, *Apium crassipes*, *Carex divisa*, *Carex muricata*, *Juncus acutus*, *Juncus bufonius*, *Juncus Juncus effusus*, *Juncus maritimus*, *Juncus tenageia*, *Scirpus lacustris*, *Typha angustifolia*, *Fraxinus angustifolia*, *Pistacia lentiscus* et *Rubus ulmifolius*. Quant à l'avifaune aquatique ayant fréquenté ce site, nous citons : le Héron garde bœuf, le Canard souchet *Anas clypeata*, le Fuligule nyroca *Aythya nyroca* et le Canard colvert *Anas platyrhynchos* se reproduisent dans ce site (Samraoui et De Belair, 1997).

**III.21. Garaet Nouar Ezzouaoua (36°54'188N, 7°12'463 E)**

Ce plan d'eau de 13 hectares situé au Sud-Est de garaet Sidi Lakhdar dans la même dépression numidienne (**Fig.02**), ce marais est réduit à 03 mares (trous) artificielles utilisées pour l'irrigation et une comme cours d'eau. Ces mares et les prairies humides qui l'entourent hébergent en totalité 21 espèces végétales dont *Callitriche stagnalis*, *Ranunculus baudotii*, *Alisma plantago aquatica*, *Alopecurus bulbosus*, *Carex divisa*, *Juncus maritimus*, *Oenanthe fistulosa*, *Crataegus oxyacantha* *Pistacia lentiscus* dont le recouvrement peut atteindre les 75% et *Mentha pulegium* (**Samraoui et De Belair, 1997**).

**III.22. Garaet Ain Nechma (36°48'837N, 7°16'728 E)**

C'est un ensemble de mares et de marais dont la superficie atteint 18 hectares (**Fig.02**). Dans le passé, elle était tributaire à Oued Maboun, située dans la plaine alluviale au Sud de Ben Azzouz. Elle est alimentée par de nombreux ruisselets ainsi que par les débordements de l'Oued. Le plan d'eau et les prairies humides abritent en totalité 35 espèces végétales nous citons *Callitriche stagnalis*, *Alisma plantago aquatica*, *Alopecurus bulbosus*, *Carex divisa*, *Cyperus longus*, *Eleocharis palustris*, *Glyceria fluitans*, *Juncus acuta*, *Scirpus lacustris*, *Scirpus maritimus*, *Pistacia lentiscus*, *Populus alba* et *Tamarix gallica* (**Samraoui et De Belair, 1997**). L'avifaune aquatique est représentée par le Busard des roseaux, la Foulque macroule, le Grèbe castagneux, le Héron garde bœuf et le Fuligule nyroca (**Metallaoui, 2010**).

**III.23. Garaet aux Oliviers (36°50'N, 7°18'E)**

C'est un marais de 2 hectares localisé à l'Est de Garaet Hadj-Tahar (**Fig.02**). Ce plan d'eau en faisait partie avant la construction de la route qui relie Ben Azzouz à Azzaba. Le substratum est formé d'alluvions. 23 espèces végétales ont été recensé telles que : *Callitriche stagnalis*, *Ranunculus baudotii* (**Metallaoui, 2010**), *Ricciocarpus natans*, *Alisma plantago aquatica*, *Alopecurus bulbosus*, *Apium nodiflorum*, *Carex flacca*, *Cyperus longus*, *Glyceria fluitans*, *Ranunculus ophiglossifolius*, *Rumex conglomeratus*, *Ranunculus macrophyllus* et *Ranunculus sardous* (**Samraoui et De Belair, 1997**).

### III.24. Lagune d'Oued El Kébir (36°59'N, 7°16 E)

Cette lagune de 01 ha occupe le site d'un ancien méandre de Oued El Kébir (**Fig.02**). L'alcalinité du sol limite le nombre d'espèces végétales à 10, les principales sont *Juncus acutus*, *Juncus maritimus*, *Phragmites australis*, et *Paspalum distichum* (**Samraoui et De Belair, 1997**).

### III.25. Les rives d'Oued El Kébir

Oued El Kébir s'étend dans de nombreux méandres. Il coule sur plus de 20 km pour couvrir une distance réelle de 12 km dans la direction Sud-Est-Nord-Ouest entre Ben Azzouz et la mer (**Fig.02**). Cela permet le développement de forêts riveraines qui peuvent être denses. Il a été recensé 52 espèces végétales. *Myriophyllum verticillatum*, *Nitella* sp, *Potamogeton lucens*, *Ranunculus baudotii*, *Alisma plantago aquatica*, *Carex divisa*, *Cyperus longus*, *Eleocharis palustris*, *Juncus acutus*, *Juncus bufonius*, *Lycopus europaeus* et *Rumex conglomeratus*. Parmi l'avifaune aquatique qui fréquente ce site, nous avons le Grèbe castagneux et l'Aigrette garzette (**Samraoui et De Belair, 1997**).

### III.26. Garaet El Guelb (36°53' 206 N, 7°18'538 E)

C'est une dépression de 15 hectares marécageuse dans la vallée de Oued Esseghir (**Fig.02**). Nous notons la présence de quelques espèces végétales comme *Callitriche stagnalis*, *Alisma plantago aquatica*, *Alopecurus bulbosus*, *Anagallis crassifolia* et *Cyperus longus* mais dominé par le *Scirpus lacustris*. Sur le plan avifaunistique, nous notons la présence du Grèbe castagneux, du Héron cendré, du Héron garde-bœuf de la Cigogne blanche et de la Foulque macroule. Cette Garaet est un autre site de reproduction pour plusieurs espèces aviennes (**Samraoui et De Belair, 1997**).

### III.27. Garaet Ouajaa (36° 53' 192 N, 7° 18' 963 E)

Une autre dépression marécageuse située dans le Nord Ouest de Oued Esseghir (**Fig.02**). Dans le plan d'eau, nous notons le recouvrement de *Callitriche stagnalis*, *Potamogeton lucens*, *Salvinia natans*, et *Nymphaea alba*. Pour l'avifaune aquatique, nous citons la présence du Grèbe castagneux, le Héron cendré, le Héron garde-bœuf. C'est un site de reproduction du Fuligule nyroca et de la Poule sultane (**Samraoui et De Belair, 1997**).

**III.28. Le Canal de Sidi Makhoulf (36° 53' 295 N, 7° 18' 478 E)**

C'est un canal construit par les agriculteurs. Il est dominé par *Glyceria fluitans* et *Rorripia amphibia* (Fig.02). Il héberge une espèce rare et locale de Phyllopoode *Chirocephalus diaphanus* (Samraoui et De Belair, 1997).

**III.29. Garaet El Azla (36° 59' 477 N, 7° 19'541 E)**

C'est une mare temporaire de 0.5 hectares située dans le lac de la Marsadelle (Fig.02). Elle est caractérisée par la présence d'une espèce endémique de poisson *Phoxinellus punicus*. Le couvert végétale amphiphyte est dominé par *Callitriche stagnalis*, *Lemna gibba* et *Ranunculus baudotii*. Les oiseaux d'eau qui fréquentent ce site sont le Grèbe castagneux et le Héron garde bœuf (Samraoui et De Belair, 1997).

**III.30. Garaet Emiflor (36° 54' N, 7° 12' E)**

C'est une mare artificielle de 0.01 hectares qui a été progressivement colonisée par une végétation aquatique. Nous notons la présence de *Glyceria fluitans*, *Schoenus nigricans*, *Carex vulpina* et *Poa trivialis* (Samraoui et De Belair, 1997).

**III.31. Garaet Hadj Tahar (36°51'50'' N ; 07°15'57' E)**

La Garaet Hadj-Tahar (Fig. 02,03 et 04) est un marais d'eau douce permanent qui couvre 112 ha (Boumezbeur, 2002). Elle est située à une vingtaine de kilomètres de la Méditerranée et présente une forme ovale très allongée, entouré au Nord-Ouest par une colline d'argile et de grès, qui se lèvent graduellement à 200 m. A l'Est, nous trouvons les dunes et au Sud Est une plaine alluviale de Oued El Kebir. La dépression occupée par ce marais est orientée Nord-Ouest-Sud-Est. La plus grande partie est couverte d'eau durant la période pluvieuse. Elle peut rester ainsi tout le long de l'année malgré l'évaporation d'été et le pompage local intensif. Les éboulements colluviaux remplissent graduellement ce marais, dont la profondeur n'excède pas deux mètres. Quarante-neuf (89) espèces végétales sont stratifiées dans quatre ceintures autour de l'eau libre (Samraoui et De Belair, 1997). Ce site joue un rôle important pour l'hivernage de l'avifaune aquatique. Cinquante-quatre (54) espèces appartenant à seize (16) familles ont été recensées durant la période d'hivernage (Metallaoui et Houhamdi, 2008). C'est aussi, un lieu de reproduction d'espèces rares, tel le

fuligule nyroca *Aythya nyroca*, l'erismature à tête blanche *Oxyura leucocephala* (Anatidés) et la poule sultane *Porphyrio porphyrio* (Rallidés) (Metallaoui et Houhamdi, 2008).



**Figure 03 :** Photo de Garaet Hadj Tahar (Prise par Bouchaala L. le 12.01.2013)



**Figure 04 :** Image satellitaire de Garaet Hadj Tahar (Google Earth. 2016)

#### **IV- PRESENTATION DU SITE D'ETUDE « GARAET HADJ-TAHAR »**

##### **IV.1. Coordonnées géographiques**

Garaet Hadj-Tahar se situe entre :

Latitude : 36°51'50'' Nord

Longitude : 07°15'57' Est

##### **IV.2. Situation géographique**

Ce site est situé à une vingtaine de kilomètres de la Méditerranée (Nord-Ouest), il est limité au Nord par les forêts de Guerbes et au sud par la plaine de Bekkouche Lakhdar (Daïra de Azzaba). La garaet est bordée à l'Est par la route reliant la commune de Ben Azzouz à la wilaya de Skikda et à l'ouest par les forêts de Sanhadja (**Fig. 04**) (Dziri, 2015).

##### **IV.3. Situation administrative**

Sur le plan Administratif, Garaet Hadj-Tahar appartient à la wilaya de Skikda, la Daïra de Ben Azzouz et la commune de Ben Azzouz.

#### **IV.4. Géologie, géomorphologie et type de sol**

La plaine de Guerbes est formée de deux parties l'une sableuse et l'autre argileuse (**Benderradji, 2000**).

##### **IV.4.1. La plaine sableuse**

Elle est développée dans la partie Nord et Nord-Est et forme une barrière qui sépare les dunes de la vallée d'Oued El-Kebir Ouest. Le revêtement demeure simple, puisque partout on distingue des dépôts superposés, de bas en haut. Des sables rouges peu argileux présentant des caractères d'hydro-morphologie fréquente, liés à la présence d'une couche d'argile qui empêche l'infiltration de l'eau et favorise ainsi une hydromorphie remontante (**Metallaoui, 2010**).

##### **IV.4.2. La plaine argileuse**

Allongée du Sud-Ouest au Sud-Est, la plaine argileuse de Ben Azzouz renferme une topographie plane, presque comme toutes les plaines côtières du bassin méditerranéen. Elle est drainée par Oued El-Kebir Ouest qui coule difficilement dans la vallée.

Les formations de la plaine sont composées essentiellement d'alluvions actuelles, à l'exception de la partie d'Ain Nechma où nous rencontrons des basses terrasses rharbiennes.

Les formations géologiques, essentiellement secondaires et tertiaires, caractérisent les montagnes, les formations superficielles notamment le quaternaire, les vallées et les cordons dunaires. Le Tell de la Kabylie prend fin à Annaba plus exactement avec le massif ancien de l'Edough. L'isolement de celui-ci semble lié à la flexure exprimant une faille probable de grande ampleur qui interrompt à l'Est les massifs de Filfila et Safia pour les remplacer par un ensellement où se sont accumulés les sables de Guerbes et les alluvions de Oued El-Kebir ouest. Nous trouvons dans ce massif tous les caractères des Kabyliques : les vieux schistes, les roches éruptives, les grès éocènes et on ne trouve plus rien d'analogue, au-delà dans l'Est (**Joleaud, 1936**).

Les travaux géologiques sur le Nord-est algérien de Joleaud (**1936**), ainsi que la carte géologique de la Tunisie dressée en 1951 par Gastany (**in Benderradji, 2000**) affirment que les systèmes géologiques représentés dans l'extrême Nord-Est algérien sont constitués par des terrains du Secondaire (le Crétacé), du Tertiaire (le Nummulitique et le Néogène), le Quaternaire est représenté par le Pliocène.

#### IV.5. Hydrologie

L'origine des eaux de garaet Hadj-Tahar est principalement pluviale dont ce marais est rempli graduellement par les eaux véhiculées par le principal affluent de Oued El-Kebir et par les éboulements colluviaux.

#### IV.6. Etude climatique

Le complexe des zones humides de Guerbes-Sanhadja est caractérisé par un climat méditerranéen (**Samraoui et De Belair, 1997**), caractérisé par une pluviométrie abondante pendant la saison humide et les mois froids et par une sécheresse pendant l'été (**Ozenda, 1982**).

Par défaut d'une station météorologique dans le site de notre étude, nos données ont été récoltées auprès de la station météorologique de la wilaya de Skikda, et couvrent une période de 15 ans (2004 à 2014) (**Tab. 01**).

**Tableau 01** : Données climatiques de la station météorologique de la wilaya de Skikda (2004 - 2014).

Mois	T° moyenne (c°)			Précipitation (mm)	Humidité relative (%)	Vent	
	Min	Max	Moy			Vitesse moyenne (m/sec)	Vitesse max (m/sec)
Janvier	8.62	16.76	12.69	103	74.7	3.66	19.49
Février	9.11	17.13	13.12	90.85	69.5	3.68	18.59
Mars	11.04	19.22	15.13	93.52	71.9	3.72	20.27
Avril	13.71	21.56	17.63	57.06	72.55	3.24	19.37
Mai	16.37	24.44	20.40	48.97	72.66	3.16	15.95
Juin	18.7	26.61	22.65	11.13	71.3	3.3	15.72
Juillet	21.7	29.3	25.5	1.69	7.11	3.16	14.69
Août	21.4	29.2	25.3	10.53	7.12	3.22	16.32
Septembre	19.49	27.23	23.36	63.86	7.15	3.26	16.27
Octobre	17.31	25.08	21.19	72.11	6.91	3.28	16.7
Novembre	13.01	21.06	17.03	98.85	7.11	3.25	18.76
Décembre	10.43	17.79	14.11	145.27	7.17	3.83	20.4

##### IV.6.1. Température

La température de l'air est un paramètre très important, lié directement au développement de la majorité des êtres vivants (**El Blidi et al., 2006**) et qui influe sur leurs activités (**Debieche, 2002**), ayant une grande influence sur le climat et sur le bilan hydrique

car il conditionne l'évaporation et l'évapotranspiration réelle. Elle est en fonction de l'altitude, de la distance de la mer, des saisons et de la topographie (**Ozenda, 1982 ; Toubal, 1986**).

En se basant sur les données du tableau ci-dessus. Nous constatons que la saison chaude est bien marquée. La température maximale est enregistrée durant le mois de juillet où elle atteint 29,3°C et que janvier est le mois le plus froid avec une température minimale de 08,62°C.

#### **IV.6.2. La pluviométrie**

D'après les données climatiques, la précipitation annuelle dans la région de Skikda équivaut à 796.84 mm où décembre est le mois le plus pluvieux avec une moyenne de 145,27 mm. En revanche, le mois de juillet est le mois le plus sec avec une précipitation moyenne de 1,69 mm.

#### **IV.6.3. Les vents**

La région de Skikda est très exposée aux vents. La vitesse maximale des vents qui soufflent sur cette dernière est enregistrée durant le mois de décembre avec une valeur de 20,45 m/s. La valeur moyenne minimale est enregistrée en mois de juin avec 3,16 m/s.

#### **IV.6.4. L'humidité**

L'humidité est élevée et pratiquement constante durant le premier semestre de l'année. Nous notons un maximum au cours du mois de janvier avec une valeur de 74,7 % et un minimum de 6,91% pendant le mois d'octobre.

### **IV.7. Synthèse climatique**

#### **IV.7.1. Diagramme pluviothermique de Bagnlous et Gaussien**

Le diagramme pluviothermique de Bagnlous et Gaussien nous permet de mettre en évidence la période sèche de notre zone d'étude. Il est tracé avec deux axes d'ordonnées où les valeurs de la pluviométrie, sont portées à une échelle double de celle des températures (**Bagnouls et Gaussien, 1957**). Nous observons une saison sèche qui s'étend sur cinq mois (**Fig. 05**).

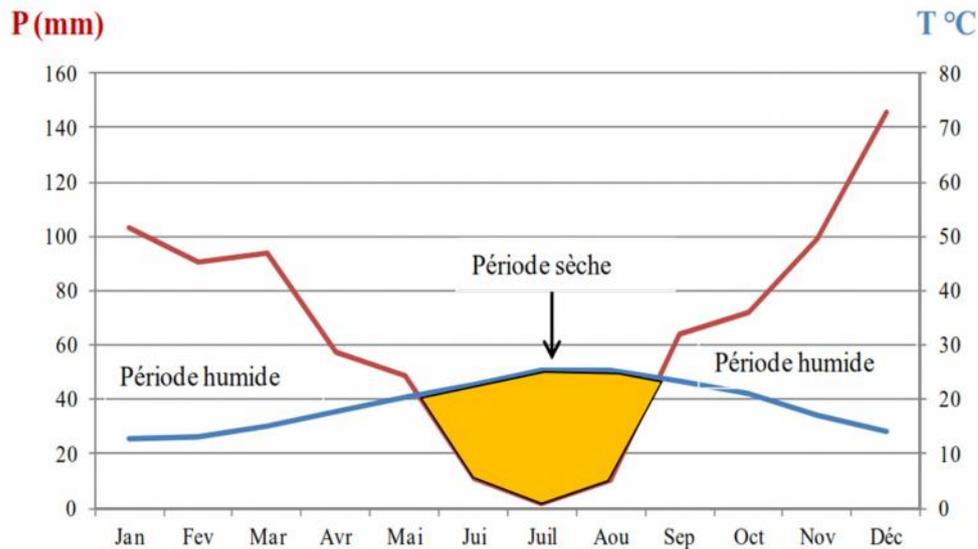


Figure 05 : Diagramme pluviothermique de Bagnouls et Gausсен (1957).

$P = 2T$

**P** : pluviométrie

**T** : température en (°C)

Un mois est considéré sec, lorsque la courbe des températures est supérieure à celles des précipitations. La partie du graphe comprise entre les deux courbes, traduit la durée et l'intensité de la période sèche.

#### IV.7.2. Quotient pluviométrique d'Emberger

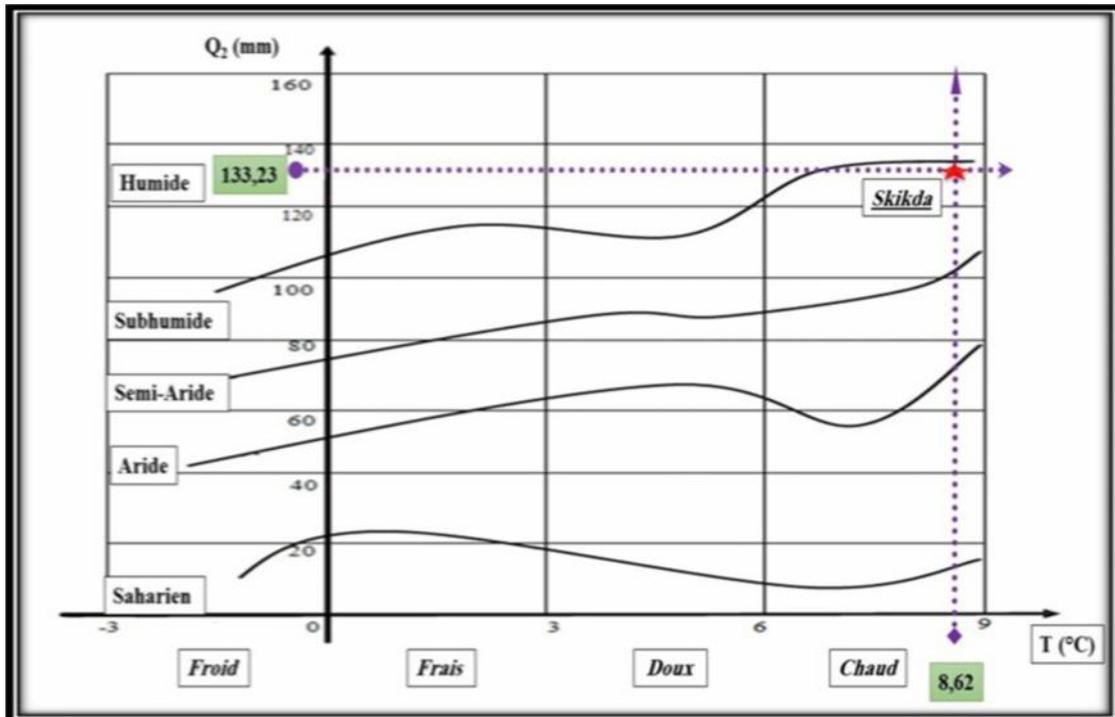
Cet indice nous aide à définir les cinq (5) types de climat méditerranéen du plus aride jusqu'à celui de haute montagne (Emberger, 1955). Il se base sur le régime des précipitations et des températures et il s'exprime selon la formule suivante :

$$Q_2 = \frac{1\,000 \cdot P}{\left[ \frac{M + m}{2} \right] (M - m)}$$

- ❖  $Q_2$ : quotient pluviométrique d'Emberger.
- ❖  $P$  = Précipitation annuelle moyenne (mm)
- ❖  $M$  = Températures des maxima du mois le plus chaud (°K).
- ❖  $m$  = Températures des minima du mois le plus froid (°K).

Les températures sont exprimées en degrés absolus [ $T^\circ(\text{K}) = T^\circ(\text{C}) + 273.2$ ].

Le calcul du  $Q_2$  "quotient pluviométrique d'Emberger" donne la valeur de 133,22 indique que le complexe de Guerbes-Sanhadja appartient à l'étage bioclimatique de végétation subhumide et à hiver chaud (**Fig. 06**)



**Figure 06** : Situation de la wilaya de Skikda dans le climagramme d'Emberger (2004 – 2014)

## V- CADRE BIOTIQUE

Le complexe de Guerbes-sanhadja est un écosystème d'eau douce intérieure, rare dans le bassin méditerranéen et abrite un grand nombre de plantes, de poissons, d'oiseaux, de mammifères, de reptiles et d'insectes (**DES, 2013**). Le caractère remarquable de la flore et la faune de cette région a pour origine la diversité morphologique et son emplacement dans un carrefour bioclimatique entraînant une richesse élevée de la biodiversité (**Boumezbeur, 2000**).

### V.1. La flore

Selon Samraoui et De Belair (**1997**), l'origine biogéographique des espèces végétales trouvées dans Garaet Hadj-Tahar peuvent être distribuée en plusieurs classes (Méditerranéenne, Atlaso-Méditerranéenne, Euro-Méditerranéenne, Cosmopolites, Boréale, Paléotempéré, Tropicale, Endémique, Eurasiatique et autres). Ainsi, d'après Metllaoui *et al.* (**2010**) il existe 194 espèces végétales appartenant à 62 familles à garaet Hadj-Tahar, dont

pratiquement la moitié est considérée comme des espèces rares et très rares (Check-list 1, Annexe) : *Salvinia natans*, *Alternanthera sessilis* et *Lippia nodiflora*. Alors que d'autres dont la présence n'est pas signalée en Algérie.

### **V.2. L'avifaune**

Avec une profondeur excédant parfois les 2 m garaet Hadj Tahar jouée un rôle important dans l'hivernage ou le transit de l'avifaune aquatique. Plus de 10 000 oiseaux d'eau y hivernent chaque année (Samraoui et De Belair, 1997). Selon Metallaoui et Houhamdi (2008), la richesse spécifique a atteint 62 espèces regroupés en 17 familles dont l'effectif total dépasse de loin celui recensé en 1997 par Samraoui et De Bélair avec des observations de nouvelles espèces pour le site comme le Fuligule milouinan *Aythya marila*, la Nette rousse *Netta rufina* (Metallaoui et Merzoug, 2009), le Tadorne de Belon *Tadorna tadorna*, l'Oie cendrée *Anser anser*, la Guifette noire *Chlidonias niger* et la Sterne Hansel *Sterna nilotica*. Comme on note aussi que la Garaet est un lieu de reproduction d'espèces rares comme le Fuligule Nyroca *Aythya nyroca*, l'Erismature à tête blanche *Oxyura leucocephala* et la Poule sultane *Porphyrio porphyrio* (Metallaoui et al., 2009).

### **V.3. L'entomofaune**

Aucune étude n'a été faite sur l'entomofaune du complexe de Guerbes Sanhadja et par conséquent de Garaet Hadj Tahar mis à part les inventaires effectués en 1997 par Samraoui et De Bélair et en 2008 par Baaloudj qui ont montré que le site abrite 19 espèces d'Odonates dont 5 espèces de Zygoptères appartenant à 2 familles et 11 espèces d'Anisoptères appartenant à 2 familles qui se reproduisent dans la Garaet (Check-list 01) (Metallaoui, 2010).

## Check-list 01 : des espèces Odonates de garaet Hadj-Tahar

<b>Sous-ordres des Zygoptères</b>	
<b>1. Famille des Coenagrionidae</b>	
1.1. <i>Coenagrion scitulum</i>	1.2. <i>Ischnura graellsii</i>
<b>2. Famille des Lestidae</b>	
2.1. <i>Lestes barbarus</i>	2.3. <i>Lestes viridis</i>
2.2. <i>Lestes virens</i>	
<b>Sous-ordre des Anisoptères</b>	
<b>3. Famille des Aeshnidae</b>	
3.1. <i>Aeshna affinis</i>	3.3. <i>Anax imperator</i>
3.2. <i>Aeshna mixta</i>	3.4. <i>Anax parthenope</i>
<b>4. Famille des Libellulidae</b>	
4.1. <i>Acisoma panorpoides</i>	4.6. <i>Sympetrum meridionale</i>
4.2. <i>Brachythemis leucosticta</i>	4.7. <i>Sympetrum sanguineum</i>
4.3. <i>Crocothemis erythraea</i>	4.8. <i>Sympetrum striolatum</i>
4.4. <i>Diplacodes lefebverii</i>	4.9. <i>Trithemis annulata</i>
4.5. <i>Orthetrum anceps</i>	4.10. <i>Trithemis arteriosa</i>

**V.4. Les vertébrés**

Garaet Hadj-Tahar est bordée d'une végétation très diversifiée et très luxuriante. Par conséquent, largement fréquentée par un nombre considérable d'animaux. Selon Metallaoui et Houhamdi (2010), Les riverains confirment la présence du sanglier *Sus scrofa*, dont il a laissé ces traces à plusieurs reprises, comme ils ont également observé la genette *Genetta genetta*, des amphibiens *Rana ridibunda*, des tortues terrestres *Emys orbicularis*, il ont aussi observé à plusieurs reprises que le plan d'eau abrite des poissons comme *Gambusia affinis*, l'anguille *Anguilla anguilla* des tortues d'eau douce *Mauremys leprosa* caractérisées par une carapace bombée, queue courte, palmure très réduite (Metallaoui et Houhamdi, 2010, Metallaoui et al., 2009).

**V.5. Les macro et micro-invertébrés**

De la classe des Ostracodes, Samraoui en 1997 a noté la présence de *Cypris bispinosa*, des Cladocères comme *Ceriodaphnia reticulata*, *Simocephalus vetulus* et *Camptocercus uncinatus*, des Planorbidés *Planorbis planorbis*. Parmi les coléoptères aquatiques, nous notons la présence de *Hydrocyrius colombiae*, des pleidés *Plea minutissima*, des Naucoridés *Naucoris maculatus* et des Diptères comme *Trichocera* sp. (In Metallaoui, 2010).

**VI- LES FACTEURS DEFAVORABLES AFFECTANT LES CARACTERISTIQUES ECOLOGIQUES DE GARAET HADJ TAHAR**

Garaet Hadj-Tahar connaît certaines menaces qu'il faut impérativement prendre en considération :

**❖ Le pâturage**

La zone d'étude est très riche en cheptel (ovins en particulier, caprins et en bovins). Par leurs effets sur les abords du plan d'eau ils constituent une véritable menace pour cette zone humide. Non seulement que les troupeaux pâturent la végétation autour des berges du site mais aussi les bovins pénètrent à l'intérieur du plan d'eau pour s'abreuvoir particulièrement en été et brouter les pousses vertes causant un grand dérangement pour les oiseaux.

La végétation est aussi menacée par les riverains qui coupent les touffes de *Typha angustifolia* et des Joncs *Juncus acutus* pour construire des abris et renforcer les toits de leurs chaumières (observation personnelle).

**❖ L'agriculture**

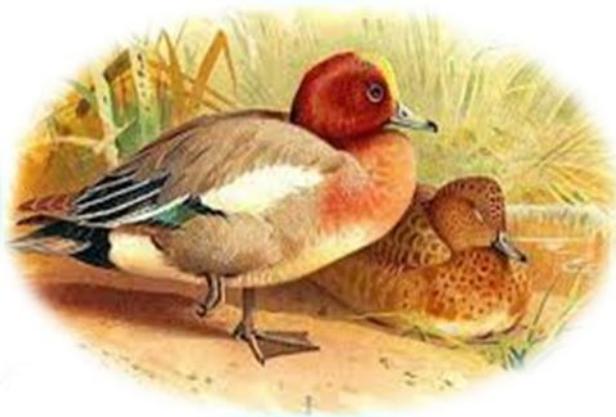
La plus part des lacs du complexe sont entourées par des terres agricoles ce qui favorise les agriculteurs à utiliser leurs eaux pour les cultures marichères qui nécessitent beaucoup d'eau. Ainsi le bruit causé par le pompage de l'eau dérange les oiseaux durant pratiquement toute la journée et même parfois la nuit, d'une part, d'autre part l'équilibre minéral de l'eau de la garaet est perturbé suite à l'utilisation excessive des produits chimiques à des fins agronomiques (observation personnelle).

**❖ Le braconnage**

Le braconnage est pratiqué soit par les riverains soit par des braconniers qui viennent des alentours. Cette pratique porte sur toutes les espèces et même celles protégées où nous avons observé en dehors de la saison de chasse et principalement pendant la période de reproduction des oiseaux des dizaines de chasseurs accompagné d'une meute de chiens de chasse et de fusils à la poursuite des canards.



# CHAPITRE II



**I- DESCRIPTION DE L'ESPECE**

Le Canard siffleur *Anas penelope* est un Anatidés de taille moyenne, d'une longueur de 45 à 51 cm pour une envergure de 75 à 86 cm, Les mâles pèsent de 600 à 1000 g, les femelles de 500 à 800 g (**Fig. A**) (**Rosellwa, 2008**). Par rapport aux autres espèces de canards de surface, le Canard siffleur est trapu et peu élancé. Chez le mâle en plumage nuptial, la tête rousse est marquée par une bande frontale jaune très caractéristique, une couleur grise couvre le corps avec une poitrine rose. Au vol, les ailes sont d'une couverture blanche très caractéristique. Le ventre est blanc, les sous caudales noires. Le bec est court, gris-bleu clair à pointe noire (**Fig. B**).



**Figure A :** Photo d'un couple de Canard siffleur *Anas penelope*  
([http://jeanjacques.chever.free.fr/wa\\_24](http://jeanjacques.chever.free.fr/wa_24))



**Figure B :** Photo du mâle de Canard siffleur *Anas penelope* ([www.oiseaux.net](http://www.oiseaux.net))

La femelle est caractérisée par une couleur assez variable de son plumage à dominante brun roussâtre ou grise et son ventre, blanc, est bien apparent en vol, ainsi la femelle présente un petit bec bleu (**Fig. C**).



**Figure C** : Photo de la femelle de Canard siffleur *Anas penelope*

(<http://1000-pattes.blogspot.com>)

En plumage d'éclipse, le mâle adulte ressemble à la femelle mais se différencie facilement grâce à la tâche blanche des ailes. Le mâle porte également des tâches grises plus ou moins écailleuses caractéristiques. Le jeune est très proche de la femelle adulte et il est parfois difficile de les distinguer avec certitude. La mue complète intervient entre mai et novembre. La mue post juvénile peut s'étaler jusqu'au printemps.

Le sifflement puissant du mâle est, par ailleurs, un excellent critère de détermination de l'espèce, tandis que la femelle n'émet qu'un chant bref rappelant pour certains auteurs un grognement (**Rosellwa, 2008**).

## II-DIFFICULTES D'IDENTIFICATION (SIMILITUDES)

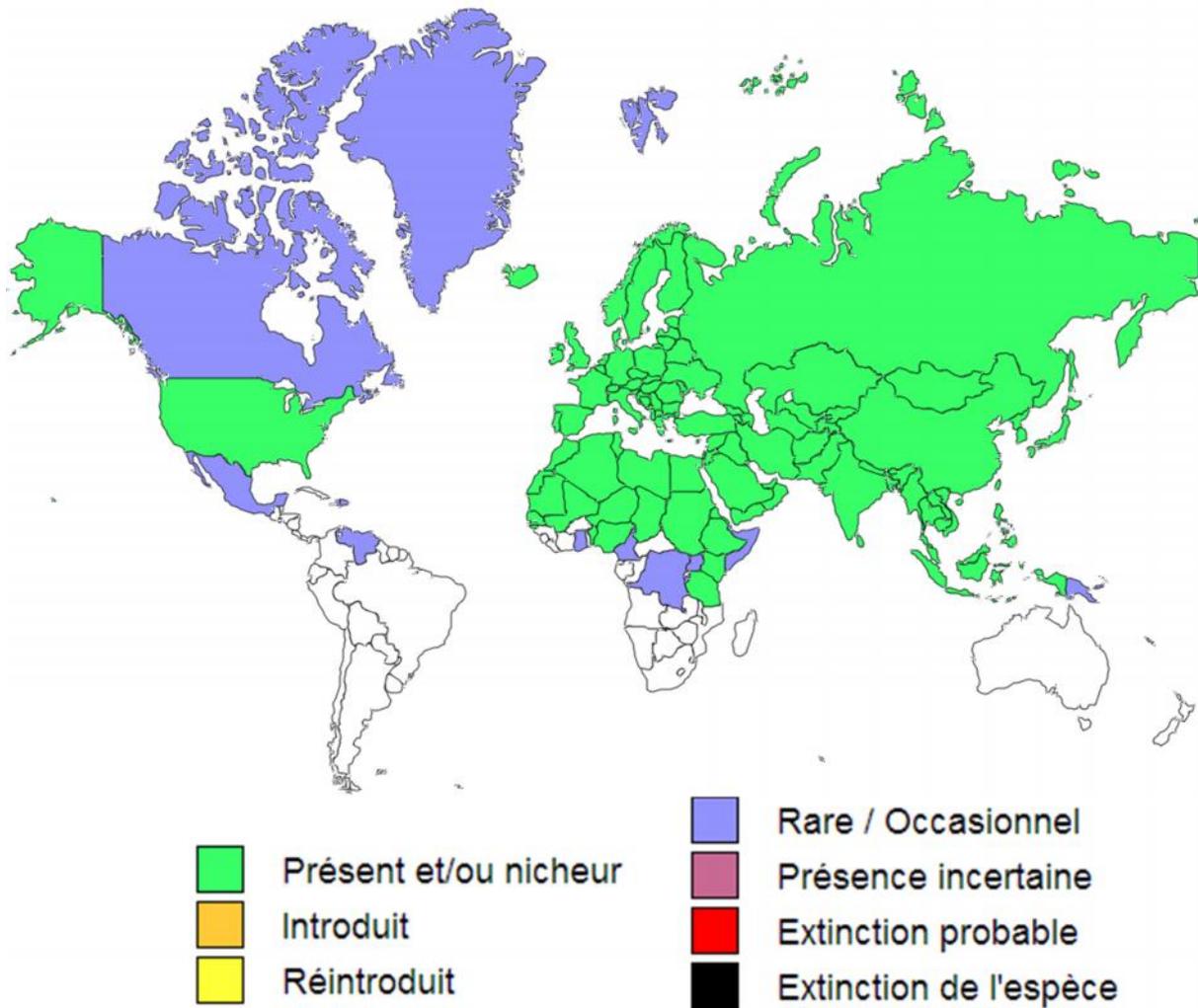
Aucune pour le mâle. Quant à la femelle, elle ressemble pour le non initié aux femelles et aux mâles en plumage d'éclipse de toutes les autres espèces du genre *Anas*. Les teintes plus rousses et la silhouette constituent de bons critères d'identification (**Rosellwa, 2008**).

### III- REPARTITION GEOGRAPHIQUE

Dans le Paléarctique, le Canard siffleur est très largement répandu, se reproduisant dans la plupart des pays nordiques, pouvant s'installer jusque dans les zones subarctiques et boréales. La distribution des nicheurs hivernant sur les côtes de la Manche et de l'Atlantique est globalement comprise entre les 55° et 70° de latitude nord, avec une répartition sporadique dans la partie sud de son aire de distribution (Danemark, Iles Britanniques) (**Campredon, 1991 ; Hagemeijer et Blair, 1997**). Les oiseaux notés sur la façade méditerranéenne sont originaires de Sibérie centrale et constituent une population géographiquement isolée de la précédente (**Campredon, 1991**). Les populations occidentales hivernent principalement sur le littoral de l'Europe à l'Afrique du Nord, quelques oiseaux seulement atteignant chaque année l'Afrique subsaharienne (Fig.07). D'une manière globale, les mâles adultes tendent à rester au nord de la zone d'hivernage tandis que les femelles et les mâles immatures gagnent des contrées plus méridionales en lien probable avec l'agressivité des mâles qui établissent une structure sociale hiérarchisée, rendue plus facile encore par leur prédominance numérique dans les populations (**Campredon, 1983**). La différence de sensibilité des mâles, femelles et jeunes aux conditions climatiques hivernales pourrait également expliquer cette différence de répartition (**Rosellwa, 2008**).

#### III.1. En Algérie

C'est un hivernant habituel des zones humides algériennes (**Houhamdi 2002, Houhamdi et Samraoui, 2003**). Son aire d'hivernage couvre l'ensemble du bassin méditerranéen. En outre, il migre vers certaines régions intérieures du pays où il a été noté dans la Sebket Djendli wilaya de Batna (**Bensizerara, 2014**), au Lac Ayata, wilaya d'El-Oued (**Bouzegag, 2008**), à Oued khrouf (Vallée de Oued Righ, Sahara Algérien) (**Nouidjem, 2008**). En effet, dans ces régions, cette espèce est peu abondante par rapport à celles du Nord algérien. Il présente le statut d'hivernant retardataire (**Houhamdi et Samraoui 2003**).



**Figure 07 :** Répartition Géographique du Canard siffleur *Anas penelope* dans le monde  
Sources : © Iucn - Oiseaux.net

## IV- BIOLOGIE

### IV.1. Ecologie

Le Canard siffleur hiverne le long du littoral et sur les grands lacs, dans les estuaires et les baies. Il doit consacrer de 12 à 16 heures par jour à s'alimenter correctement à partir de végétaux de valeur nutritive peu importante. Sur les zones herbeuses, le Canard siffleur montre une préférence pour les endroits où la biomasse est comprise entre 80 et 120 g de matière sèche par m<sup>2</sup> ; le minimum pour qu'il n'y ait pas de risques de mortalité ou d'émigration pour l'espèce est de 8 g/m<sup>2</sup> (**Sutherland et Allport, 1994**).

### IV.2. Comportement

Les Canards siffleurs sont des oiseaux très sociables, et vivent exclusivement en groupe. Au cours de la phase d'alimentation, ces oiseaux sélectionnent les zones les plus proches de l'eau et sont plus vigilants sur les espaces terrestres que sur les plans d'eau, ce qui est interprété comme un comportement anti-prédateur (**Jacobsen et Ugelvik, 1994**). L'optimum de prises alimentaires est atteint avec des hauteurs de végétation de 30 mm (**Mayhew et Houston, 1999a**). Lorsque les oiseaux s'alimentent régulièrement sur les mêmes zones à proximité de l'eau, ils diminuent leur sensibilité aux prédateurs et augmentent leurs possibilités d'ingérer des protéines en fin d'hiver grâce au renouvellement constant de l'herbe. En effet, Les travaux de Mayhew et Houston (1999b) mettent bien en évidence que les Canards siffleurs retournent aux mêmes places de nourrissage, ce qui a pour effet d'augmenter la qualité nutritive des repousses de la végétation et qui confère à cette espèce une réelle stratégie de prise alimentaire de l'automne au printemps. Leur vol très rapide est souvent entrecoupé de crochets, chutes et montées (**Rosellwa, 2008**).

### IV.3. Reproduction et dynamique de population

La formation des couples s'effectue dès l'arrivée sur les terres d'hivernage. A la fin de l'hiver, le début de la reproduction n'est pas strictement commandé par la photopériode, autrement dit par l'augmentation de la luminosité et de la durée des jours et par les conséquences biologiques que ces derniers entraînent, mais par une multitude d'autres facteurs tels que la qualité de l'habitat et l'abondance des ressources en nourriture. Il est donc difficile de donner une date fixe (**Rosellwa, 2008**). Le Canard siffleur affectionne les eaux douces et peu profondes, étangs dont les rives présentent une végétation arbustive clairsemée et n'est vraiment fréquent que sur les lacs de superficie supérieure à 100 ha (**Kauppinen, 1993**). La densité peut atteindre 3 à 5 couples au km<sup>2</sup>, et est généralement comprise entre 0,1 et 0,4 couples/km<sup>2</sup>. La femelle choisit le site du nid, qui est toujours bien dissimulé dans les hautes

herbes, sur la terre ferme, à une grande distance de l'eau. Il est construit d'herbes et de tiges. L'incubation débute après la ponte du dernier œuf et dure habituellement 25 jours en moyenne. La femelle passe environ 90% de son temps sur le nid. Le mâle ne s'occupe pas de l'alimentation de la *couvée* et passe la majorité de son temps sur l'eau. Les petits sont *nidifuges*, ils quittent le nid environ 24 heures après l'éclosion. L'émancipation intervient au bout de 37 à 48 jours, celle-ci étant plus ou moins longue en fonction de l'habitat, des conditions climatiques, de l'expérience de la femelle et de la période plus ou moins tardive de l'éclosion (**Didier, 2002**)

#### IV.4. Alimentation

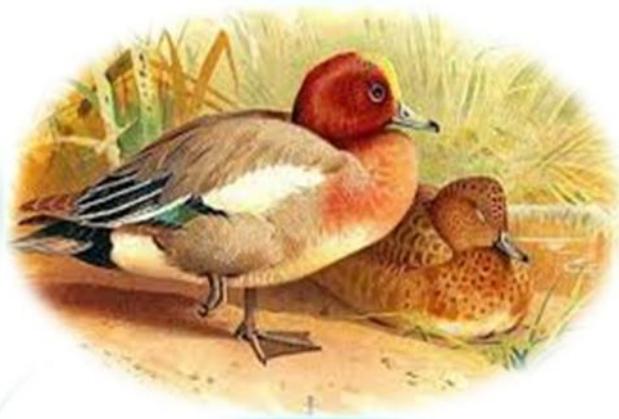
La diversité des endroits fréquentés implique une grande variété des habitudes alimentaires. Les Canards siffleurs sont très sélectifs et choisissent des secteurs où l'abondance d'insectes et de flore émergente est la plus grande. Ils se nourrissent d'un large éventail d'insectes aquatiques tels que les libellules et les trichoptères mais aussi d'insectes terrestres et de coléoptères au sein desquels les scarabées occupent une place de choix. Toutefois, ce type de nourriture constitue une partie assez peu importante de son régime. Ces oiseaux sont en effet bien plus adaptés morphologiquement et physiologiquement pour brouter les usines végétales aquatiques et terrestres qui produisent dans son environnement. Ils profitent en cela de la puissance contenue dans l'extrémité de leur bec pour provoquer des tailles importantes dans toutes les parties de la plante : tiges, feuilles, graines et racines. Ce sont également des consommateurs très agressifs et opportunistes, filtrant les matériaux remontés à la surface par les canards plongeurs et les foulques grâce aux lamelles situées dans la partie supérieure de leur mandibule inférieur (**Didier, 2002; Rosellwa, 2008**).

#### V- STATUT JURIDIQUE DE L'ESPECE

C'est une espèce chassable, inscrite aux Annexes II-1 et III-2 de la Directive Oiseaux, à l'Annexe III de la Convention de Berne, et à l'Annexe II de la Convention de Bonn. L'espèce est aussi listée en catégorie C1 (population hivernante Europe du Nord) dans l'Accord sur les Oiseaux migrateurs d'Afrique-Eurasie (AEWA), population supérieure à 100 000 individus, susceptible de bénéficier dans une large mesure d'une coopération internationale et en catégorie B2c (population hivernante Mer noire/Méditerranée), population comptant plus de 100 000 individus et considérée comme nécessitant une attention spéciale en raison d'un déclin significatif à long terme (**Rosellwa, 2008**).



# CHAPITRE III



Afin de déterminer l'état de santé des hydro-systèmes de Guerbes-Sanhadja, notre travail a été divisé en deux volets: l'étude et la caractérisation du biotope et l'étude de l'écologie d'une espèce d'oiseau dans ces plans d'eaux qui est le Canard siffleur *Anas penelope*.

## I- CARACTERISATION PHYSICO-CHIMIQUE ET MICROBIOLOGIQUE DU BIOTOPE

### I.1. Points de prélèvements

Deux facteurs essentiels ont été pris en compte dans le choix des points de prélèvements l'un est que le complexe de Guerbes-Sanhadja ce caractérise par la grande superficie de ses zones humides, le deuxième est la distribution des éléments chimiques et des micro-organismes dans les eaux superficielles. Ces derniers (chimiques ou micro-organismes) ne sont pas homogènes et ils sont décrites comme étant aléatoire ou propagative (distribution en amas ou en agrégats) (Lightfoot, 2002).

Outre l'échantillon destiné à l'analyse est le plus souvent prélevé de façon à représenter exhaustivement le milieu d'où il provient. La concentration étant supposée être la même dans le milieu d'origine et dans l'échantillon (Rodier *et al.*, 1996). De ce fait nous avons choisie deux points de prélèvement pour chaque zone humide. La position de Chaque point de prélèvement est définie à l'aide d'une appaillage GPRS, comme il est résume dans les tableaux 02 suivant :

**Tableaux 02 : Les caractéristiques des points de prélèvement**

station		Coordonnées géologiques			Distance par rapport à la berge	profondeur
		x	y	z		
Beni M'Hamed	1	36°57'35,94'' N	7°17'07,65'' E	2 m	30m	25 cm
	2	36°57'35,17'' N	7°16'56,95'' E	3m	24 m	27 cm
Messaoussa	3	36°56'20,09'' N	7°5'27,49'' E	3 m	59 m	33 cm
	4	36°56'35,23'' N	7°15'26,47'' E	4 m	12 m	42 cm
Chichaya	5	36°53'48,34'' N	7°18'08,87'' E	10 m	1.5 m	110 cm
	6	36°53'47,82'' N	7°18'12 ,18'' E	11 m	10 m	70 cm
Sidi Makhlof	7	36°53'06,45'' N	7°18' 18,67'' E	14 m	3 m	105 cm
	8	36°53'03,88'' N	7°18' 20,02'' E	14 m	7 m	87 cm
Hadj Tahar	9	36°51'46,23'' N	7°15'25,65'' E	13 m	8 m	69 cm
	10	36°51'42,09'' N	7° 15'52,18'' E	11 m	13 m	73 cm
Sidi Magroun	11	36°50'15,01'' N	7° 16'50,02'' E	19 m	4.5 m	59 cm
	12	36°50'15,50'' N	7° 16'56,96'' E	18 m	3 m	71 cm

## I.2. Échantillonnage

L'échantillonnage est primordial car il conditionne la pertinence de l'analyse. Il doit être de qualité mais également représentatif de ce que l'on veut analyser (**Réfea, 2000**). Le prélèvement des échantillons doit donc se faire d'une manière appropriée si l'on veut que l'échantillon soit représentatif de l'eau que l'on veut analyser (**MSBS, 1977**).

Les prélèvements ont été effectués en prenant des précautions d'hygiène. Les échantillons ont été prélevés à une profondeur variée en suivant celle de la zone humide (Tab.02) sauf qu'elles doivent être loin de la berge (**Rodier et al., 2009**).

Les échantillons d'eau ont été prélevés durant quatre campagnes. Un prélèvement saisonnier est alors effectué au niveau de chaque point au cours de l'année 2013.

### ✓ Prélèvement pour les analyses microbiologiques

Les échantillons sont prélevés à l'aide de flacons en verre pyrex munis de bouchons à vis, stériles. Le flacon débouché et immergé complètement dans l'eau en position verticale renversée en le tenant par le fond : il est alors retourné jusqu'à ce que l'ouverture soit légèrement plus haute que le fond et dirigée dans le sens contraire du courant (**Derwich et al., 2008**). Après le prélèvement, les flacons doivent être soigneusement rebouchés. De toutes façons, il faut éviter de heurter les rives, le fond, la proximité de la surface (**Guiraud, 1998**).

Les échantillons sont étiquetées et transportés dans une caisse isothermique (4-6 °C) jusqu'à leur arrivée au laboratoire (**Haddad, 2004**). La teneur des échantillons en coliformes se modifie entre le moment du prélèvement et celui d'examen. Il est donc important de procéder à l'analyse le plus rapidement possible, de préférence dans l'heure suivante et en aucun cas après 24 heures (**Coulibaly, 2005**).

### ✓ Prélèvement pour les analyses physicochimiques

Le prélèvement est réalisé selon le protocole suivant :

Avant le prélèvement, les flacons ont été soigneusement nettoyés et rincés avec de l'eau distillée. Au moment du prélèvement *in situ*, les flacons préalablement lavés ont été rincés trois fois avec l'eau à prélever.

Pendant le prélèvement, le flacon est plongé jusqu'à 30 cm de profondeur, goulot dirigé à contre-courant, selon les recommandations de Rodier (**1984**). Le flacon rempli d'eau est retiré du plan d'eau et fermé hermétiquement. Les échantillons soigneusement étiquetés sont

placés dans une glacière puis conduit au laboratoire (**Derwich et al., 2008**). L'échantillon peut être gardé quelques jours mais il est préférable d'effectuer le dosage des éléments chimiques le plus tôt possible. Les éléments comme les nitrates etc.... peuvent subir des modifications lors de la conservation (**Coulibaly, 2005**). Le pH, la température et la conductivité électrique ont été mesurées in situ en utilisant un multiparamètre de terrain (Inolab 750wtw).

### I.3. Méthodes analytiques utilisées

#### I.3.1. Les méthodes de détermination des caractéristiques microbiologiques

De nombreuses bactéries pathogènes peuvent se trouver dans l'eau par souillure de cette dernière, par des excréments d'animaux et humains ou par des eaux d'égouts (**Rajonson et al., 1992**). Actuellement et malgré le développement des méthodes moléculaires, il n'est toujours pas possible de détecter de manière exhaustive, dans un échantillon d'eau, l'ensemble des microorganismes présents. Il est également impossible de baser la surveillance de la qualité de l'eau sur la détection des germes pathogènes eux-mêmes pour les raisons suivantes :

- ✓ La très grande variété et diversité des micro-organismes pathogènes qui peuvent être présents dans l'eau (virus, bactéries, protozoaires,...) ;
- ✓ La faible abondance de chaque espèce de pathogène (nécessité de concentrer de très grands volumes d'eau pour les détecter) ;
- ✓ L'inexistence de méthodes standardisées et rapides pour la détection de tous ces micro-organismes pathogènes (**Tamara, 2006**).

L'évaluation de la qualité microbiologique des eaux est en conséquence basée sur le concept de germes dits "indicateurs". Ces indicateurs (ou bactéries indicatrices de contamination) n'ont pas nécessairement par eux-mêmes un caractère pathogène, mais leur présence indique l'existence d'une contamination par des matières fécales et leur abondance est une indication du niveau de risque de présence de micro-organismes pathogènes (**Tamara, 2006**). Cependant, la recherche de germes pathogènes ou opportunistes se heurte à un certain nombre de difficultés parmi lesquelles l'impossibilité ou la grande difficulté de recherche et de caractérisation d'un certain nombre de germes (*Salmonella, Shigella, Campylobacter, Vibrio*, virus de l'hépatite A, virus de la poliomyélite, rotavirus, etc.), le coût des analyses, voir leur absence de signification dans le domaine de la prévention vis-à-vis des contaminations (présence aléatoire, irrégulière, trop dépendante de conditions

environnementales peu ou pas maîtrisées ou connues ou de traitements avec des agents antimicrobiens ou des désinfectants, etc.) (Davoust , 2009).

On admet généralement que si on trouve ces germes témoins de contamination en nombre suffisant dans un milieu, c'est que ce milieu a été à un moment ou à un autre, pollué par des déjections et des excréments d'origine animale et/ou humaine. On admet également que, dès lors, la probabilité que ces matières fécales polluantes aient pu abriter des germes pathogènes de même origine est importante.

Evidemment, on retiendra les numérations de ces différents types de germes, mais aussi les variations observées et particulièrement les augmentations brusques qui signent remarquablement une altération évidente de la qualité microbiologique d'un milieu aquatique (Davoust , 2009).

Différents groupes de bactéries sont utilisés comme indicateurs de contamination fécale dans différents pays et sous différentes juridictions (Rajonson *et al.*, 1992). Les coliformes totaux et fécaux ont été très longtemps les principaux indicateurs de contamination fécale mais aujourd'hui, *Escherichia coli* et les entérocoques intestinaux sont reconnus comme plus appropriés (Tamara, 2006), aussi les spores des bactéries anaérobies sulfite-réductrices (*Clostridium* sulfite-réducteurs) et les staphylocoques. Généralement l'ensemble de ces germes sont appelées germes-test de contamination fécale (GTCF) (Rajonson *et al.*, 1992). Il est cependant important de comprendre les potentialités et les limitations de ces différents indicateurs. Quelques caractéristiques des indicateurs les plus couramment utilisés sont présentées ci-dessous.

#### ❖ Les coliformes totaux

Les coliformes totaux (CT) appartiennent à la famille des Entérobactéries ; ce sont des microorganismes en forme de bâtonnets, non sporogènes, à Gram négatif, ne possédant pas d'oxydase, aérobies ou anaérobies facultatifs (El Blidi *et al.*, 2006), capables de croître en présence de sels biliaires, ou autres agents de surface ayant des propriétés inhibitrices de croissance analogues et capables de fermenter le lactose avec production d'acide (ou d'aldéhyde) et de gaz en 24 à 48 heures à une température de 37°C (DGS, 1999).

L'utilisation des bactéries de ce groupe comme indicateur de l'innocuité bactériologique de l'eau remonte presque au moment où elles ont été isolées pour la première fois dans les matières fécales, autrement dit à la fin du XIXe siècle. Le groupe des coliformes s'est vu attribuer ce rôle d'indicateur de pollution parce que les bactéries qui en font partie sont

toujours présentes dans les voies intestinales de l'homme et des autres animaux à sang chaud et qu'elles sont excrétées en grand nombre dans les matières fécales. Bien qu'au point de vue hygiène la signification de certaines souches de coliformes soit incertaine, tous les membres du groupe peuvent être d'origine fécale et l'on doit supposer qu'ils sont tels à moins qu'on ait la preuve qu'il en est autrement. Enfin, l'eau n'est pas un milieu naturel pour les coliformes et leur présence doit au moins être considérée comme une indication de pollution, au sens le plus large (MSBS, 1977).

Les principaux genres inclus dans ce groupe sont : *Citrobacter*, *Enterobacter*, *Escherichia*, *Klebsiella* et *Serratia*, ainsi la presque totalité des espèces sont non pathogènes et ne représente pas de risque directe pour la santé, à l'exception de certaines souches d'*E. coli* et de rares bactéries pathogènes opportunistes (Chevalier *et al.*, 2003a).

#### ❖ Les coliformes fécaux

Les coliformes fécaux (CF), ou coliformes thermotolérants, sont un sous-groupe des CT capables de fermenter le lactose à une température de 44-44.5°C (Fournier, 2006). Dans certains tests, l'activité de la  $\beta$ -D-galactosidase est utilisée pour détecter les CF (Tamara, 2006). Ils sont considérés comme plus appropriés comme indicateurs de contamination fécale que les CT. Ce groupe est majoritairement constitué d'*Escherichia coli* mais comprend aussi des *Klebsiella*, des *Enterobacter* et des *Citrobacter* (Tamara, 2006).

Bien que la présence de CF témoigne habituellement une contamination d'origine fécale ; plusieurs CF ne sont d'origine fécale, provenant plutôt d'eaux enrichies en matières organiques, tels les effluents industrielles du secteur des pâtes et papiers ou de la transformation alimentaire. C'est pourquoi il serait plus approprié d'utiliser le terme générique " coliformes thermotolérants " plutôt que celui de CF. L'intérêt de la détection de ces coliformes, à titre d'organismes indicateurs, réside dans le fait que leur survie dans l'environnement est généralement équivalente à celle des bactéries pathogènes et que leur densité est généralement proportionnelle au degré de pollution produite par les matières fécales (Chevalier *et al.*, 2003b).

La bactérie *E. coli* représente toutefois 80 à 90% des coliformes thermotolérants détectées (Chevalier *et al.*, 2003b). Ils sont méthyle (+), acetoïne (-), citrate (-), KCN (-), possèdent une glutamate décarboxylase et qui produisent de l'indole à partir du tryptophane, ainsi la bactérie *E. coli* possède l'enzyme  $\beta$  D-glucuronidase, où l'activité de cette enzyme est

considérée comme spécifique et son détection est utilisée dans certaines méthodes d'énumération de *E. coli*.

De nombreuses études ont montrées que cette espèce était généralement associée à une source fécale. Aujourd'hui *E. coli* est considéré comme le meilleur indicateur d'une contamination récente du milieu aquatique par des matières fécales humaine ou d'animaux à sang chaud (Tamara, 2006).

#### ❖ Les streptocoques fécaux

Les streptocoques fécaux (*Enterococcus* ou streptocoques D ou encore entérocoques intestinaux) sont des commensaux de l'intestin. Ils sont considérés comme un bon indicateur spécifique de la contamination fécale (Roux, 2003). Ce sont des bactéries Gram positives, catalases (-), en forme de cocci de 0,5 à 1 µm de diamètre. Leur GC% varie entre 33 à 44 (Lebres, 2004a). Ils peuvent être définis comme des microorganismes capables de se développer entre 10 et 45°C à pH 9,6 et dans 6.5% de NaCl. Ils sont des microorganismes capables de se développer en aérobiose et d'hydrolyser le 4-methylumbelliferyl β-D-Glucoside en présence d'acétate de thallium, acide nalidixique et 2,3,5- triphenyltetrazolium chloride (TTC) (Tamara, 2006). Ce sont des germes exigeants : ils demandent des milieux enrichis en nutriments. Toutefois *Streptococcus* se cultive sur des milieux ordinaires mais s'y développe peu excepté pour les streptocoques fécaux (WEL, 2009). Le fait que les entérocoques intestinaux survivent plus longtemps dans le milieu naturel que les *E. coli* peut constituer un avantage de ce groupe si l'on cherche à identifier une contamination fécale ancienne (Tamara, 2006).

#### I.3.1.1. Dénombrement bactérien

##### A. Dénombrement des coliformes totaux et fécaux et des streptocoques fécaux

Les méthodes utilisées pour la détermination des indicateurs de pollution fécale sont multiples, et les critères de choix d'une technique dépendent de l'origine, de la nature de l'eau à examiner (eau de forage ou de puits, eau trouble, eaux usées, etc.), des facteurs relatifs à la qualité des résultats et des facteurs relatifs au coût des analyses (Tandia, 2007).

Les méthodes classiques utilisées sont :

- ✓ La filtration sur membrane ;
- ✓ L'étalement ;

- ✓ L'incorporation en gélose ;
- ✓ La dilution en milieu liquide ou le Nombre le plus probable (NPP) : Méthode utilisée.

### **A.1. Méthode de fermentation en tubes multiples**

La méthode par ensemencement en milieu liquide ou du nombre le plus probable (NPP) est utilisé le plus souvent dans le cas des eaux troubles (**Tandia, 2007**).

#### ✓ **Principe**

La technique du NPP fait appel à la méthode de fermentation en tubes multiples (**Roux, 2003**). Son principe consiste à ensemer de nombreuses prises d'essai d'un même échantillon et/ou de dilutions de celui-ci dans des tubes de milieu de culture liquide.

Les prises d'essai de l'échantillon ou des dilutions, sont donc incorporées dans des séries de tubes (3 série), 3 à 5 tubes par série, de milieu non véritablement sélectif : c'est le test de présomption (croissance ou non).

On enseme une deuxième séries de tubes de milieu plus sélectif en repiquant les tubes ayant donné un résultat positif dans les premières séries : c'est le test de confirmation (**Tandia, 2007**).

La lecture des tubes inoculés et la détermination du nombre du germes se fait par détermination du Nombre le Plus Probable (NPP), qui n'est qu'une estimation statistique du nombre de bactéries qui, plus probablement qu'un autre, donnerait les résultats observés; il ne s'agit pas du nombre réel de bactéries présentes (**Rajonson et al., 1992**).

#### ✓ **Ensemencement**

##### • **Ensemencement des milieux présomptifs (Milieu simple concentration)**

Selon le principe de la technique du NPP, nous réalisons 3 séries logarithmiques, dont les termes sont en progression géométrique pour chaque échantillon d'eau à analyser, à raison de 5 tubes pour chaque série, on aura donc des séries de dilution décimales :  $10^{-1}$ ,  $10^{-2}$ ,  $10^{-3}$ ,  $10^{-4}$ ,  $10^{-5}$ . Les dilutions sont toujours effectuées dans des conditions aseptiques (**Bourgeois et Leveau, 1980**).

**❖ Pour les coliformes totaux**

Nous prenons 5 tubes de Bouillon Lactosé au Bromocrésol Pourpre (BCPL), simple concentration, munis d'une cloche de Durham. Après l'avoir homogénéisée soigneusement, prélever 1 ml d'eau à analyser à l'aide d'une pipette Pasteur et la porter dans le premier tube de la série de dilution ( $10^{-1}$ ). La pipette ne doit entrer en contact ni avec les parois des tubes, ni avec le liquide diluant. Avec une nouvelle pipette Pasteur, homogénéiser par aspiration et soufflage le contenu de ce tube ( $10^{-1}$ ), prélever 1 ml et ensemercer le tube ( $10^{-2}$ ), et ainsi de suite jusqu'au tube ( $10^{-5}$ ). Changer à chaque fois de pipette (**Bourgeois et Leveau, 1980**) (**Fig. 08**)

Les coliformes totaux sont dénombrés après une incubation de 24 h à 48 h à 37°C.

- ✓ Observer d'abord le changement de couleur ou non dans les tubes ;
- ✓ Observer ensuite le trouble dans le milieu, dû à la croissance des bactéries présentes ;
- ✓ Observer enfin la production de gaz traduite par le soulèvement de la cloche de Durham introduit dans le milieu (au moins 1/10 de la cloche devra être vide) (**Tandia, 2007**) (**Fig. 08**)

Après l'ensemencement des tubes, il faut vérifier qu'il n'y a pas de bulles d'air sous la cloche, pour éviter de fausser les résultats.

**❖ Pour les streptocoques**

Leur recherche est effectuée sur le milieu Rothe (**Bricha et al., 2007**), suivant le même procédé décrits pour les CT. L'incubation à 37°C pendant 24 h (**Fig. 09**).

**• Ensemencement des milieux confirmatifs**

A partir de chaque tube de milieu présomptif ayant donné un résultat positif, ensemercer avec une anse bouclée ou une pipette pasteur les milieux confirmatifs.

**❖ Pour les coliformes fécaux**

Généralement, les tubes positifs (fermentation du lactose et production de gaz) du (BCPL) sont repiqués pour un test confirmatif dans un milieu sélectif contenant des sels biliaries, le bouillon bilié au vert brillant muni d'une cloche de Durham, et un autre tube contenant l'eau peptonnée exempte d'indole puis incubés pendant 24 h à 48 h à 44°C.

La production de gaz dans le premier et l'indole dans le second, témoigne la présence de coliformes fécaux (**Bricha et al., 2007**).

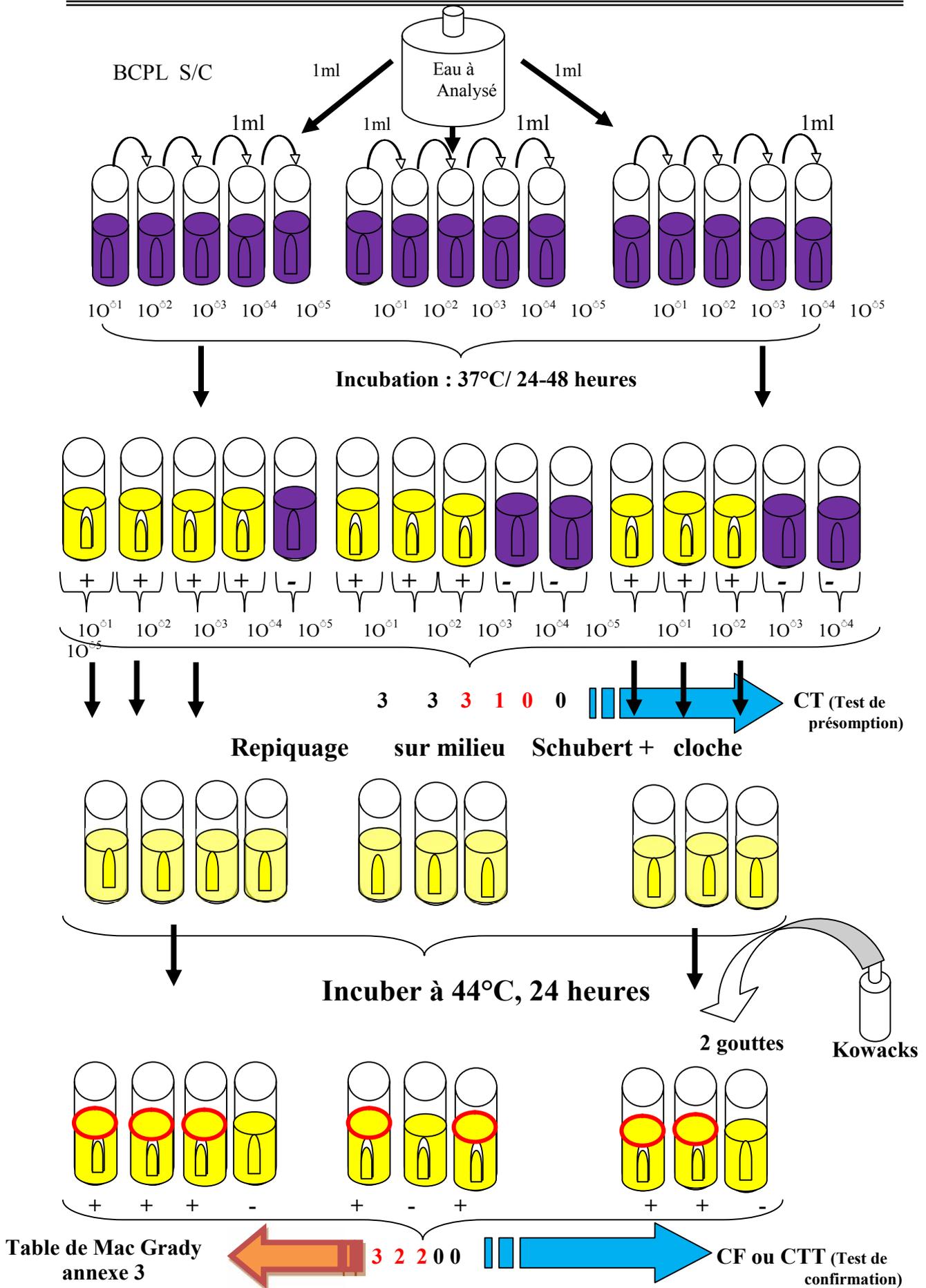


Figure 08 : Dénombrement des coliformes totaux et fécaux



Dans notre étude nous avons procédé à la recherche simultanée de ces deux réactions, et ce, dans un laps de temps n'excédant pas 24 heures. En effet, on a utilisé le milieu de Schubert contenant du mannitol. Le mannitol fermenté par *E. coli* (généralement dans 98 % des cas) donne du gaz dans les mêmes conditions que le lactose mais ne gêne en rien la production d'indole lors de la dégradation du tryptophane. Après incubation à 44°C pendant 24h, on ajoute quelques gouttes de réactif Kowacks dans les tubes montrant un trouble. Une réaction considérée positive correspond à la formation d'anneau rouge (**Mazieres et al., 1980**) (**Fig. 08**).

#### ❖ Pour les streptocoques fécaux

A partir des tubes de Rothe positifs, on effectue une subculture sur milieu EVA Litsky à 37°C pendant 24 h. Le milieu d'Eva-Litsky n'est qu'un milieu de Rothe additionné d'éthyle-violet. La présence de streptocoques se traduit par un trouble plus ou moins important et la formation d'une pastille violette au fond du tube (**Fig. 09**) (**Roux, 2003**).

#### **B. Recherche et dénombrement des spores des bactéries anaérobies sulfito-reductrices (*Clostridium*) :**

C'est une recherche destinée pour les bactéries anaérobies strictes en particulier le genre *Clostridium* (**Rejsek, 2002**). En effet le genre *Clostridium* est un bacille à Gram (+) presque toujours mobile (**Pilet et al., 1987**), cette espèce acquiert une forme spéciale appelée endospore ou spore ; très résistante dans l'environnement (**Rejsek, 2002**), une température de  $36 \pm 2$  °C en 24 à 48 heures et en gélose profonde permet à cette forme de se développer en donnant des colonies de couleur blanche entourées d'une auréole noire, c'est le témoin de la réduction de sulfite de sodium ( $\text{Na}_2\text{SO}_3$ ) qui se trouve dans le milieu, en sulfure qui en présence de  $\text{Fe}^{2+}$  donne  $\text{FeS}$  (sulfure de fer) de couleur noire (**Lebres et al., 2008**).

#### ❖ Mode opératoire :

- Transférer environ 25 ml d'eau à analyser (échantillon) dans un tube stérile ;
- Chauffer ce dernier à une température de l'ordre de 80 °C pendant 8 à 10 minutes, le but est de détruire toutes les formes végétatives des ASR éventuellement présentes (**Fig.10**).
- Après chauffage, refroidir immédiatement le tube en question, sous l'eau de robinet.

- Le contenu de ce tube, sera Réparti dans 4 tubes différents et stériles, à raison de 5 ml par tube.
- Ajouter environ 18 à 20 ml de gélose viande foie, fondue puis refroidie à  $47 \pm 1^\circ\text{C}$ , additionnée de 1 ml de la solution de sulfite de sodium et 4 gouttes de la solution d'alun de fer.
- Mélanger doucement le milieu et l'inoculum en évitant d'introduire des bulles d'air
- Laisser solidifier sur paillasse pendant 30 minutes environ, puis incuber à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$ , pendant 24 à 48 heures (**Rodier et al., 2009**).

#### ❖ Lecture et interprétation :

Considérer comme résultant d'une spore de bactérie anaérobie sulfito-réductrice toute colonie noire entourée d'un halo noir.

Il est indispensable de procéder à une lecture après 24 heures : en présence de nombreuses colonies, une diffusion des halos peut conduire à une coloration noire uniforme du tube et tout dénombrement devient impossible après 48 heures. Par contre, s'il y a une faible quantité de colonies à la première lecture, et si les colonies sont petites, il peut y avoir un développement de nouvelles colonies dans les 24 heures suivantes (**Rodier et al., 2012**).

Dénombrer toute colonie noire de 0,5 mm de diamètre, ayant poussé en masse et rapporter le nombre total des colonies dans les quatre tubes à 20 ml d'eau à analyser (**Lebres et al., 2008**).

### C. Recherche des germes pathogènes

Il existe une grande variété de bactéries pathogènes ou potentiellement pathogènes (opportunistes) pour l'homme dans tous les types d'eaux. Celles-ci vivent ou survivent dans l'environnement, soit provenant des rejets humains, éliminées par des sujets malades ou des porteurs sains, soit étant autochtones et pouvant s'adapter à l'homme (**Rodier et al., 2009**).

#### ❖ Recherche de *Salmonella*

La recherche de *Salmonella* à partir des prélèvements d'eau est souvent compliquée par leur faible concentration, une première solution consiste un enrichissement mécanique ou physico-chimique lorsque cela est possible (centrifugation, précipitation) une deuxième solution plus fréquemment pratiquée consiste à utiliser des milieux d'enrichissement et

parfois de pré-enrichissement liquide qui permettent la multiplication des germes avant leur isolement et identification (Guiraud, 1998).

### **Jour 1 : Le pré-enrichissement**

Il est destiné à revivifier les cellules de façon à faciliter la culture dans les bouillons d'enrichissement il est réalisé à l'aide de plusieurs milieux, dans notre cas on a utilisé l'eau peptonée tamponnée (EPT), on peut le utiliser en double concentration pour faciliter l'incubation (Protais *et al.*, 2003). On prend 25 ml de SM (l'eau à analyser) et on l'introduit dans 225 ml de milieu EPT. L'incubation se fait à  $37^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$  pendant 24 heures (Fig. 11) (Azizi, 2006).

### **Jour 2 : L'enrichissement**

En vue de l'isolement et de l'identification, l'enrichissement s'effectue sur des milieux sélectifs soit directement à partir de la SM ou de ses dilutions soit le plus souvent à partir du milieu de pré-enrichissement, dans notre cas on a utilisé le milieu bouillon au sélénite de Leifson (SFB ; S/C) on a prélevé 2 ml du milieu ETP (Solution pré-enrichie) et l'introduire dans le milieu SFB, on incube à  $37^{\circ}\text{C}$  pendant 24 heures (Fig. 11) (Guiraud, 1998).

### **Jour 3 : Enrichissement secondaire et isolement**

Le bouillon bélénite cystéiné incubé la veille fera l'objet :

- D'une part, d'un enrichissement secondaire sur bouillon sélénite – cystéiné en tubes à raison de 0,1 ml par tube ;
- D'autre part, d'un isolement sur gélose Hektoen.

L'incubation se fait à  $37^{\circ}\text{C}$  pendant 24 h (Fig. 11) (Lebres *et al.*, 2002).

### **Jour 4 : Lecture des boîtes et Identification.**

D'une part, le tube de sélénite fera l'objet d'un isolement, d'autre part, la boîte de gélose Hektoen subira une lecture en tenant compte du fait que les *Salmonella* se présentent le plus souvent sous forme de colonies de couleur gris bleu à centre noir (Fig. 11) (Lebres, 2004b).

Pas de façon certaine, l'identification immédiate des genres et *a fortiori* des espèces. Les indicateurs de culture et de couleur ne constituent qu'une présomption. Les colonies du

type recherché doivent être toujours prélevées et ensemencées sur une galerie (traditionnelle ou rapide) ou soumises à un test immunologique si l'on désire une confirmation ou une identification précise.

- **Identification morphologique et biochimique.**

Cinq colonies caractéristiques et distinctes feront l'objet d'une identification morphologique et biochimique qui se déroule comme suit :

- Etat frais (bacilles, mobilité) ;
- Coloration de Gram (bacilles Gram négatifs) ;
- Ensemencement d'un tube de TSI qui sera incubé à 37°C, 24 h (Lactose, Saccharose, Glucose, Gaz et H<sub>2</sub>S) ;
- Ensemencement d'un tube de gélose nutritive inclinée qui sera incubé à 37°C, 24 h qui servira à l'agglutination sur lame ;
- Ensemencement :

\* Soit d'une galerie biochimique classique (ONPG, Oxydase, LDC, ODC, ADH, Témoin, Urée, Insole, TDA, VP, RM ... ) ;

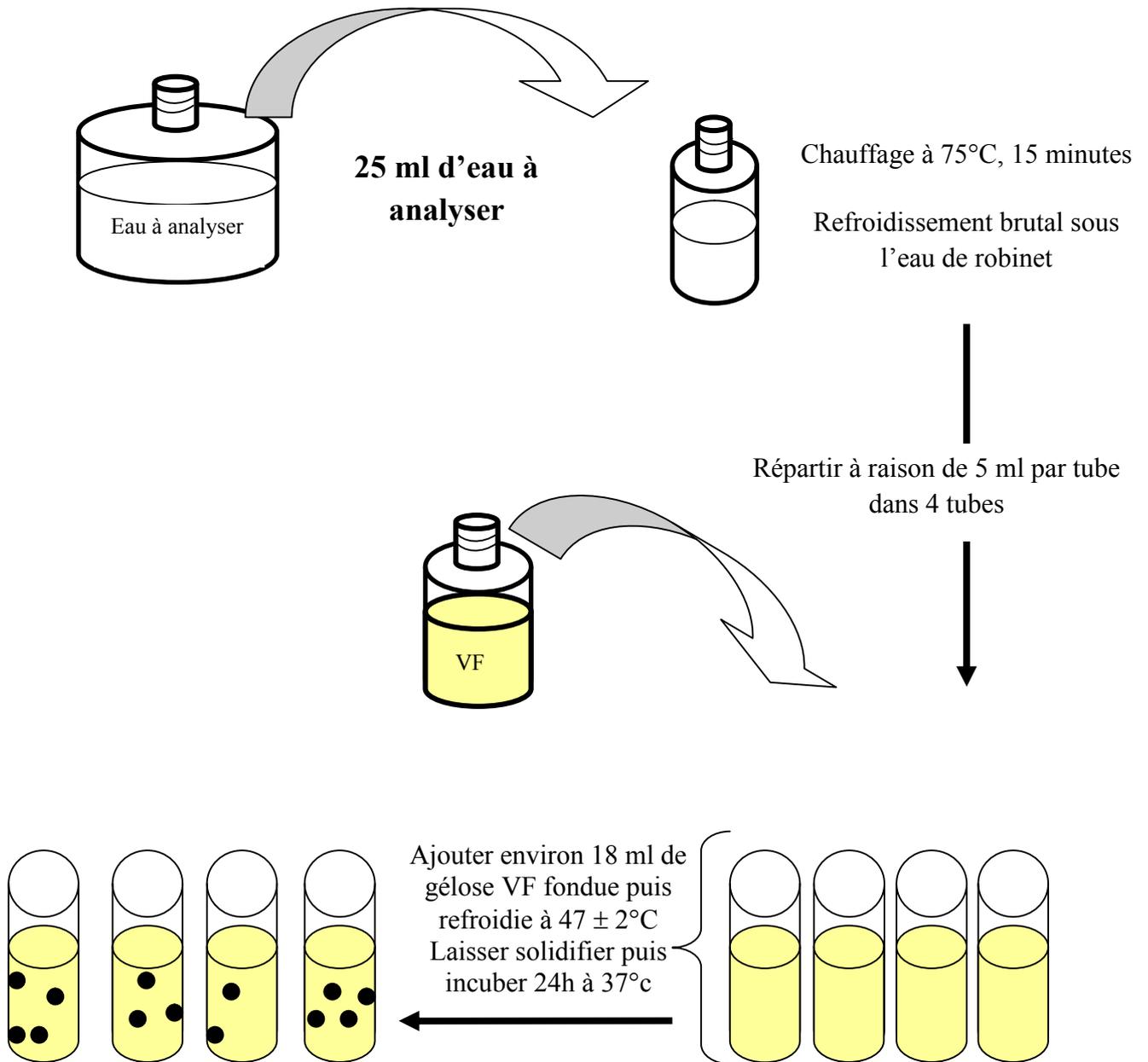
\* Ou d'une galerie biochimique API 20E (**Lebres, 2004b**).

- **Identification Antigénique**

Cette dernière repose sur l'agglutination sur lame de verre, à partir des mêmes colonies isolées la veille sur GN inclinée en tubes, à l'aide des sérums de groupes d'abord OMA, OMB puis les autres après. La réglementation nationale algérienne exige que toute *Salmonella* isolée, soit confirmée au niveau du Laboratoire National de Référence des *Salmonella* au niveau de l'Institut Pasteur d'Algérie (**Lebres et al., 2002**).

### ❖ Recherche de *Shigella*

Les Shigelles sont des Enterobacteriaceae, rencontrées exclusivement chez l'homme, en ne faisant partie d'aucune de sa flore commensale, elles sont toutes pathogènes et spécifiques du tube digestif (**Berche et al., 1988**) ; éliminées par les selles et dispersées dans les sols et les eaux où elles ne survivent que pour peu de temps (**Pechère et al., 1982; Carbonelle et al., 1988**).



**Figure 10 : Dénombrement des Spores des bactéries anaérobies sulfito-réductrices (*Clostridium* sulfito-réducteurs)**

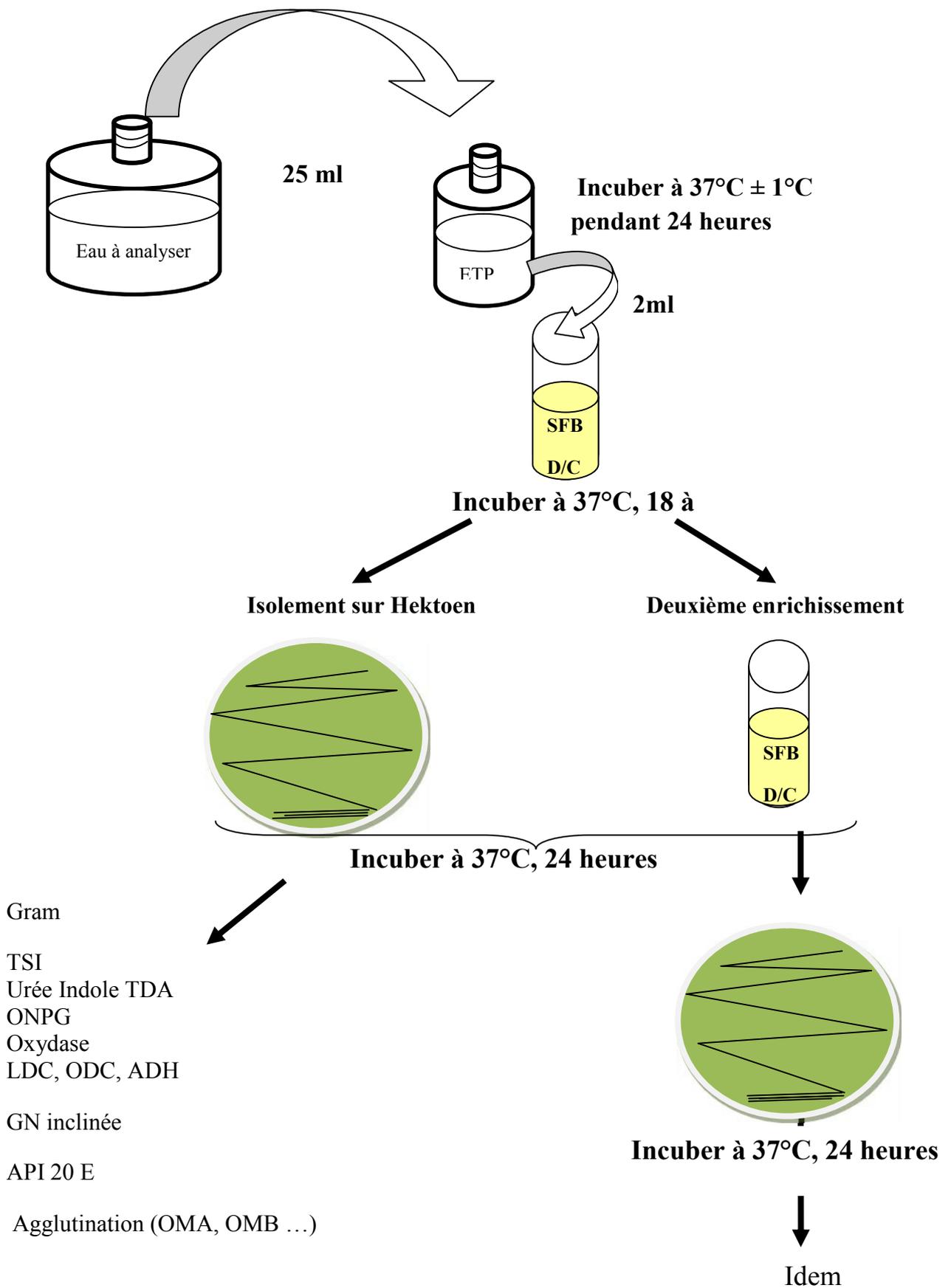


Figure 11 : Recherche des *Salmonella*

- **Mode opératoire**

Sur la surface d'une gélose ordinaire Hektoen, SS ou Mac Conkey, on étale de 0,1 ml de l'échantillon par la méthode des quatre quadrants, L'incubation se fait à 35 – 37 °C pendant 18 - 24 heures.

- **Lecture des boîtes et Identification**

Les colonies de *Shigella* produite sont de taille moyenne (2 à 3 mm de diamètre), rondes, régulières et brillantes.

- **Caractères biochimiques**

L'ensemble des caractères biochimique se détermine par une galerie classique ou miniaturisée pour Enterobacteriaceae avec laquelle elles se différencient par un ensemble de caractères négatifs (Tab.3).

**Tableau 03 : Caractères d'identification biochimique de *Shigella* (Sayad, 2008).**

Milieu	Teste	Shigelle
TSI	Glucose	+
	Lactose	-
	Saccharose	-
	H <sub>2</sub> S	-
	Gaz	-
Mannitol-mobilité	Mobilité	-
Urée-indol	Uréase	-
Citrate de Simmons	Citrat	-

❖ **Recherche de *Vibrio* cholérique**

Les Vibrionaceae sont des bactéries qui se présentent sous forme de bacilles à Gram négatifs droits ou incurvés (BGN), se caractérise par une haut pathogénicité (Pechère *et al.*, 1982 ; Pilet *et al.*, 1987; Labres et Mouffok, 2008). Elles sont responsables d'une maladie pestilentielle à tropisme digestif, qui se développe par pandémies (Berche *et al.*, 1988).

- **Mode opératoire**

**Premier jour : Enrichissement primaire**

L'enrichissement primaire s'effectue sur le milieu Eau Peptonée Alcaline (EPA) 10 fois contenant au préalable 50 ml de milieu, auquel on ajoute aseptiquement 450 ml d'eau à

analyser au moment du prélèvement. Ce dernier sera par la suite incubé à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$  pendant  $20 \pm 4$  heures.

### Deuxième jour : Enrichissement secondaire et isolement

Après incubation, le flacon constituant l'enrichissement primaire fera l'objet d'un isolement sur gélose GNAB 1. L'incubation se fait à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$  pendant  $20 \pm 4$  heures.

### Troisième jour : Lecture des boîtes et identification

La boîte de gélose GNAB 1 subira une lecture en tenant compte du fait que les Vibrions se présentent le plus souvent sous forme de grosses colonies lisses, transparentes et très caractéristiques.

- **Identification morphologique et biochimique**

Les colonies sont très fines sur la gélose nutritive et jaunâtre sur la gélose hyperalcaline (Patrick *et al.*, 1988). L'identification morphologique et biochimique se fait suite à :

- Observation à état frais (bacilles, mobilité) et après une coloration de Gram (bacilles Gram négatifs) ;
- Oxydase (+) ;
- Ensemencement sur un tube de TSI qui sera incubé à  $37^\circ\text{C}$ , 24 heures ;
- Ensemencement sur un tube de gélose nutritive inclinée qui sera incubé à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$  pendant  $20 \pm 4$  heures. qui servira à l'agglutination sur lame ;
- Faire une mini-galerie biochimique basée sur l'étude des acides aminés afin de différencier les *Vibrions*, des *Pleisiomonas* et des *Aéromonas* selon (Tab.4) (Labres et Mouffok, 2008).

**Tableau 04: Différences majeures entre les *Vibrios*, *Pleisiomonas* et *Aeromonas* (Labres et Mouffok, 2008).**

	LDC	ODC	ADH
<i>Vibrio</i>	+	+	-
<i>Aeromonas</i>	-	-	+
<i>Pleisiomonas</i>	+	+	+

### ❖ Recherche des *Staphylococcus* à coagulase positive dans les eaux

On appelle les staphylocoques à coagulase positive toutes les bactéries qui se présentent sous forme de cocci à Gram positive, sphériques, isolées ou regroupées formant ainsi des grappes de raisin, possédant l'enzyme catalase et la coagulase (Pechère *et al.*, 1982; Carbonelle *et al.*, 1988 ; Labres et Mouffok, 2008 ). L'espèce type de ce genre est *Staphylococcus aureus*. Elle est pathogène et la plus redoutée.

#### • Mode opératoire

La recherche des Staphylocoques à coagulase positive ou plus particulièrement *Staphylococcus aureus*, par filtration sur membrane nécessite une préparation au préalable, qui se déroule selon les étapes suivantes :

- Stériliser l'entonnoir gradué en acier inoxydable ainsi que la membrane poreuse à l'aide d'un bec Bunsen. Les refroidir tout de suite après, avec l'eau à analyser si on en dispose en quantité suffisante ou bien avec de l'eau distillée stérile ;
- Mettre en place de façon aseptique une membrane de porosité nominale de 0,45 µ entre la membrane poreuse et l'entonnoir à l'aide d'une pince stérile. Fixer ce dispositif avec la pince correspondante ;
- Déposer ensuite aseptiquement 100 ml d'eau à analyser, Actionner ensuite la pompe à vide pour absorber l'eau à travers la membrane ;
- Retirer l'entonnoir puis transférer immédiatement et aseptiquement la membrane à l'aide d'une pince à bouts arrondis stérile, à la surface d'une plaque de gélose Chapman au mannitol préalablement préparée ;
- Cette dernière sera incubée couvercle en bas à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$  pendant  $44 \pm 4$  heures.

#### • Lecture et interprétation

Après une période d'incubation spécifiée, les Staphylocoques à coagulase positive, en particulier *Staphylococcus aureus*, apparaissent sous forme de petites colonies lisses légèrement bombées à contours réguliers et pigmentées en jaune (fermentation du mannitol) ou en blanc (Labres et Mouffok, 2008; Pechère *et al.*, 1982).

### ❖ Recherche des *Pseudomonas*

On entend par *Pseudomonas aeruginosa*, une bactérie hautement pathogène et résistante à plusieurs antibiotiques. C'est une bactérie lactose négative, autrement dit dépourvue

d'enzymes dégradant le lactose (**Pechère et al., 1982 ; Pilet et al., 1987 ; Labres et Mouffok, 2008**).

- **Culture**

Une reconnaissance préliminaire au laboratoire permet d'identifier ses colonies sur les géloses de type Mac Conkey (géloses contenant entre autres du lactose) grâce à leur aspect de perles beiges, alors que les colonies de bactéries lactoses positives sont roses. Pour une identification assurée on recherche la présence des enzymes de type oxydase, la production des deux pigments pyocyanine et fluorescéine, et la température de croissance optimale à 42°C confirme l'identification (**Labres et Mouffok, 2008**).

- **Confirmation**

- Coloration de Gram et examen directe entre lame et lamelle (état frais) qui permet d'observer la mobilité des germes.
- Recherche de la pyocyanine, pigment bleu caractéristique de *Pseudomonas aeruginosa*.
- Ensemencement à partir des colonies développées sur l'eau peptonée.
- Incubation à 37°C jusqu'à l'apparition de couleur verdâtre. Après l'ajout de 2 ml de chloroforme et agitation, la pyocyanine donne à ce dernier une teinte bleue (**Labres et Mouffok, 2008**).

### **I.3.1.2. Recherche bactériologique**

#### **A. Méthode d'ensemencement sur gélose**

Pour chercher et identifier les bactéries de la solution mère (l'échantillon) nous avons utilisés la technique d'isolement par strie sur géloses coulées dans des boites de Pétri (**Lacaille, 2005**) (**Fig.12**). Les géloses employées sont : Gélose nutritive, Gélose Mac Conkey, Gélose Hektoen, Gélose SS (*Salmonella-Shigella*), et Gélose Chapman.

Nous avons utilisé quatre milieux sélectifs présentant des caractéristiques différentes et un milieu non sélectif qui nous permettra l'observation macroscopique de toutes les colonies.

- ✓ La gélose Nutritive Ordinaire (GNO) qui est un milieu non sélectif est utilisée pour l'observation macroscopique des différentes colonies de la semence. Toutes les colonies se développant hors des stries d'isolements seraient une contamination possible.

- ✓ Milieu de Chapman : est sélectif pour les bactéries Gram (+) halophiles autrement dit les staphylocoques ou les microcoques.
- ✓ Les autres milieux, Gélose Mac Conkey, Gélose Hektoen, Gélose SS (*Salmonella-Shigella*) sont utilisés pour l'isolement des bactéries Gram - (les Entérobactéries) (Lacaille, 2005).

L'inoculum est prélevé directement à partir de l'eau à analyser est déposé sur un point périphérique de la gélose puis disséminé par stries sur toute la surface. Les boîtes sont codées puis incubées à 37°C pendant 24 - 48 heures (Fig. 12).

### **B. Examen macroscopique des caractères cultureux**

Pour l'examen macroscopique des bactéries, les souches doivent être cultivées sur un milieu gélosé solide en boîte de Pétri (Dellaras, 2007).

L'aspect des colonies dépend du milieu, de la durée et la température d'incubation. Il ne pourra être décrit convenablement qu'à partir des colonies bien isolées. La description des colonies doit mentionner plusieurs éléments :

- La taille ;
- La forme: bombée, plate, ombiliquée, à centre surélevé ;
- L'aspect de la surface: lisse, rugueux ;
- L'opacité : opaque, translucide, transparent ;
- La consistance : grasse, crémeuse, sèche, muqueuse ;
- Pigmentation.

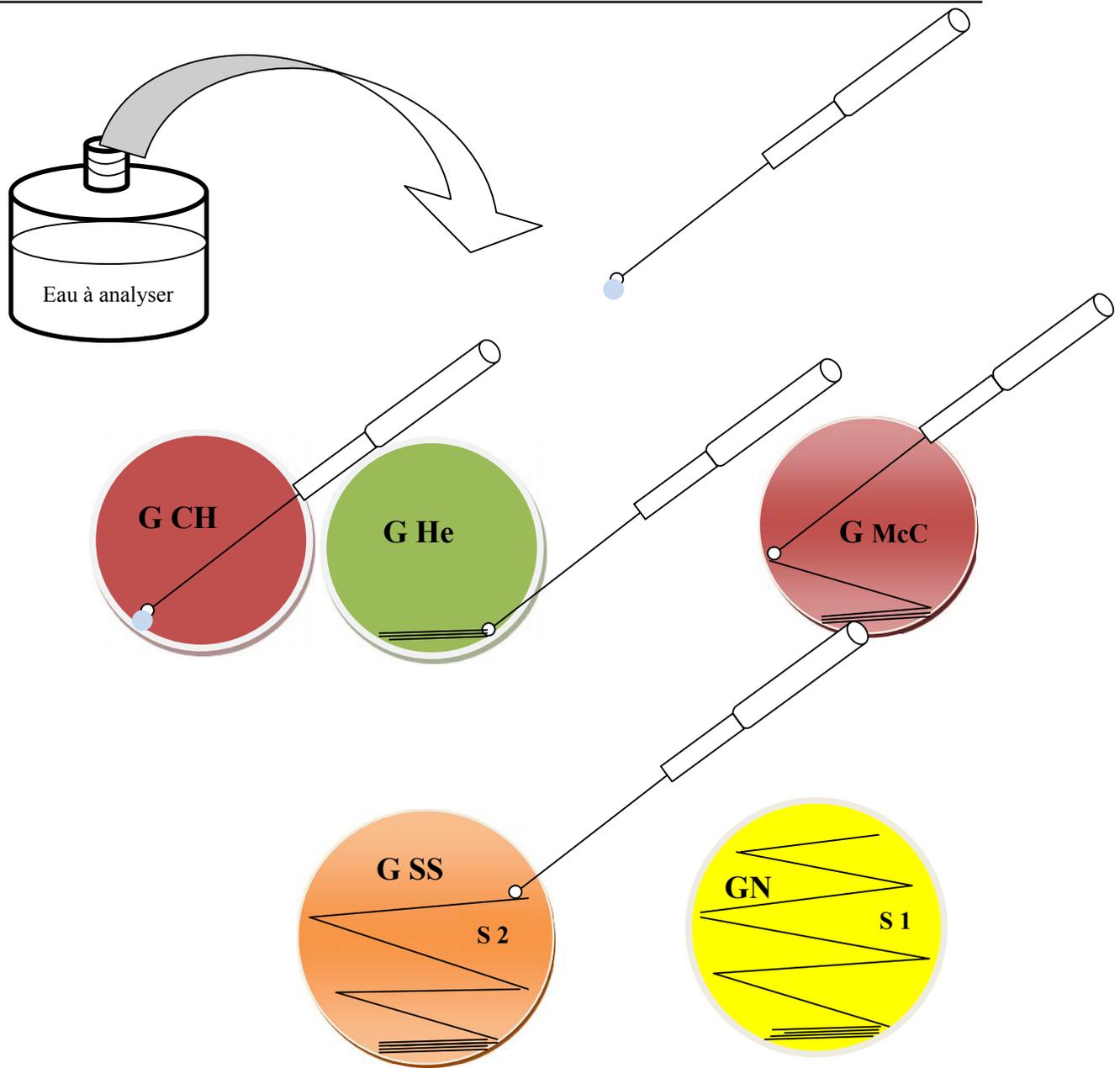
### **C. Examen microscopique**

A partir des colonies suspectes isolées sur les milieux de cultures précédents, nous avons réalisé une coloration de Gram.

#### **C.1. La coloration de Gram**

##### **➤ Principe**

La coloration de Gram donne des indications très utiles pour la classification des bactéries selon la composition de la paroi cellulaire, de sa perméabilité, et permet aussi d'observer la morphologie.



Incuber à 37°C pendant 24 - 48 heures

Figure 12 : Méthode d'ensemencement par des stries

En effet la coloration de Gram ou coloration différentielle s'effectue en trois phases :

### **1- Préparation et fixation des frottis (à partir d'une colonie sur milieu solide)**

- ✓ Déposer une goutte d'eau sur une lame de verre ;
- ✓ Prélever un fragment de colonie à l'aide d'une pipette Pasteur boutonnée ;
- ✓ Dissocier soigneusement l'inoculum dans la goutte d'eau et laisser sécher ;
- ✓ Ensuite les cellules sont fixées à l'alcool flambé (passage rapide au-dessus d'une flamme) ;
- ✓ La lame est ensuite déposée sur un porte-objet pour la coloration (**Euzéby, 2008**).

### **2- Coloration**

- ✓ La lame est recouverte de violet de Gentiane pendant une minute, puis lavée doucement à l'eau ;
- ✓ Mordançage : On recouvre à nouveau la lame de lugol (iode) pendant une minute et on lave doucement à l'eau ;
- ✓ Décoloration : On décolore avec de l'alcool et on lave à l'eau distillée ;
- ✓ Recoloration : La lame est recouverte de Fuchsine pendant une minute, lavée de l'eau puis séchée à l'air libre.

### **3- Observation au microscope à immersion**

- ✓ Les bactéries Gram (+) sont colorées en violet, par contre les Gram (-) en rose (**Mamadou, 2005**).

La différence de couleurs entre les deux paires après coloration de Gram était attribuée à la différence d'épaisseurs de la couche du peptidoglycane. Cependant, il semblerait que les peptidoglycans ne sont pas colorés mais c'est plutôt les lipoteichoïques qui sont présents exclusivement chez les bactéries Gram-positives (**Mamadou, 2005**).

## **C.2. Examens liés aux caractères biochimiques et enzymatiques**

Les examens sont basés essentiellement sur l'étude des caractères suivants:

- Recherche de l'ONPG
- Recherche de l'Oxydase

- Milieu TSI (Triple Sugar Iron Agar)
- Milieu Mannitol – Mobilité
- Milieu au Citrate de Simmons
- Recherche des VP – RM
- Milieu Urée Indole
- Quelques acides aminés
- Quelques sucres (Lebres, 2004c).

- **Recherche de l'ONPG (orthonitrophényl-bêta-D-galactopyranoside)**

- **Principe**

Pour que le lactose soit utilisé par les bactéries, il doit être scindé par des enzymes intracellulaires, les bêta-galactosidases. Ces enzymes sont spécifiques de la liaison bêta-1,4-osidique et elles hydrolysent le lactose en glucose et galactose. Pour qu'une bactérie utilise le lactose, il faut que le lactose puisse pénétrer dans la cellule. Cette pénétration nécessite une autre enzyme, la bêta-galactoside perméase. Si cette enzyme est déficiente ou absente, une bactérie potentiellement capable d'utiliser le lactose (possédant une bêta-galactosidase) ne pourra exprimer ce caractère et paraîtra lactose négative.

L'objectif du test ONPG est d'étudier l'existence d'une bêta-galactosidase (et donc la possibilité d'acidifier le lactose), indépendamment de la présence ou de l'absence d'une bêta-galactoside perméase. La lecture est alors très rapide et on dispose ainsi d'une réaction complémentaire pour l'étude des germes apparaissant lactose négative après 24 à 48 heures d'incubation.

La bêta-galactosidase libérée de la cellule bactérienne (lyse théoriquement provoquée par le toluène) va agir sur un galactose substitué, l'orthonitrophényl-bêta-D-galactopyranoside ou ONPG. L'hydrolyse de l'ONPG libère de l'orthonitrophénol qui présente une coloration jaune très stable (Euzéby, 2008).

- **Technique**

Réaliser une suspension du germe à étudier dans de l'eau physiologique contenant un disque d'ONPG.

Incuber à 37 °C pendant 24 heures (**Fig. 13**).

➤ **Lecture**

- ❖ Apparition d'une coloration jaune : bactérie ONPG positive.
- ❖ Absence de coloration : bactérie ONPG négative (**Euzéby, 2008**) (**Fig. 13**).

➤ **Remarques**

Toutes les bactéries possédant une bêta-galactosidase présentent un test ONPG positif. Toutefois, certaines bactéries dépourvues de bêta-galactosidase peuvent hydrolyser l'ONPG grâce à une autre enzyme appelée ONPG ase. La dénomination de "test ONPG" est donc plus correcte que la dénomination de "recherche de la bêta-galactosidase" (**Euzéby, 2008 ; Kaidi, 2005**).

• **Recherche de l'Oxydase**

Cette réaction est aussi simple qu'instantanée. Il suffit de prendre une colonie caractéristique puis la déposer sur un disque d'oxydase préalablement imbibé à l'aide d'une goutte d'eau distillée stérile. Le virage spontané au violet indique une réaction positive. En fait les derniers stades de la respiration cellulaire font intervenir une chaîne de métalloprotéines : les cytochromes dont le dernier maillon, le cytochrome oxydase, réagit directement et instantanément avec l'oxygène (**Lebres, 2004c**) (**Fig. 13**).

• **Milieu TSI (Triple Sugar Iron Agar)**

Le but de ce test est de mettre en évidence cinq caractères

- ✓ Fermentation du Glucose
- ✓ Fermentation du Lactose
- ✓ Fermentation du Saccharose
- ✓ Production de Gaz
- ✓ Production d'H<sub>2</sub>S (**Lebres, 2004c**).

Le milieu de TSI est un milieu gélosé contenant du glucose, du lactose, du saccharose, de la peptone, un sel de fer et un indicateur de pH, le rouge de phénol. Ce milieu est reparti en tubes à essai sous forme semi-inclinée avec un haut culot et une petite tranche. Il est

ensemencé par piqûre profonde du culot au fil droit et par ensemencement en stries de la tranche.

Après une période de 24h à 37°C le milieu est examiné.

Dans le culot, l'anaérobiose relative favorise l'utilisation du glucose qui entraîne une acidification et le virage au jaune de l'indicateur. Sur la tranche l'aérobiose favorise l'utilisation du lactose qui entraîne le virage au jaune de l'indicateur. L'acidification due au glucose, qui est en faible quantité, est neutralisée rapidement à ce niveau par l'alcalinisation provenant de la dégradation des peptones. L'acidification de la tranche indique donc bien l'utilisation du lactose. L'apparition des bulles dans le culot traduit la production du gaz, un noircissement dû à la formation du sulfure de fer traduit celle de H<sub>2</sub>S. Ce milieu sert aussi à la pratique des réactions à la β-galactosidase et la LDC (lysine décarboxylase). Ce milieu permet de différencier les *Salmonella* des *Shigella* [lactose(-), saccharose (-)] de la plupart des autres Entérobactéries (Guiraud, 1998) (Fig. 13).

- **Milieu Mannitol – Mobilité**

Sur ce milieu on peut étudier :

- ✓ La mobilité des bactéries
- ✓ Et la fermentation du mannitol

Le but de ce test est de déterminer si les bactéries sont mobiles à une température donnée (Kaidi, 2005).

- **Technique**

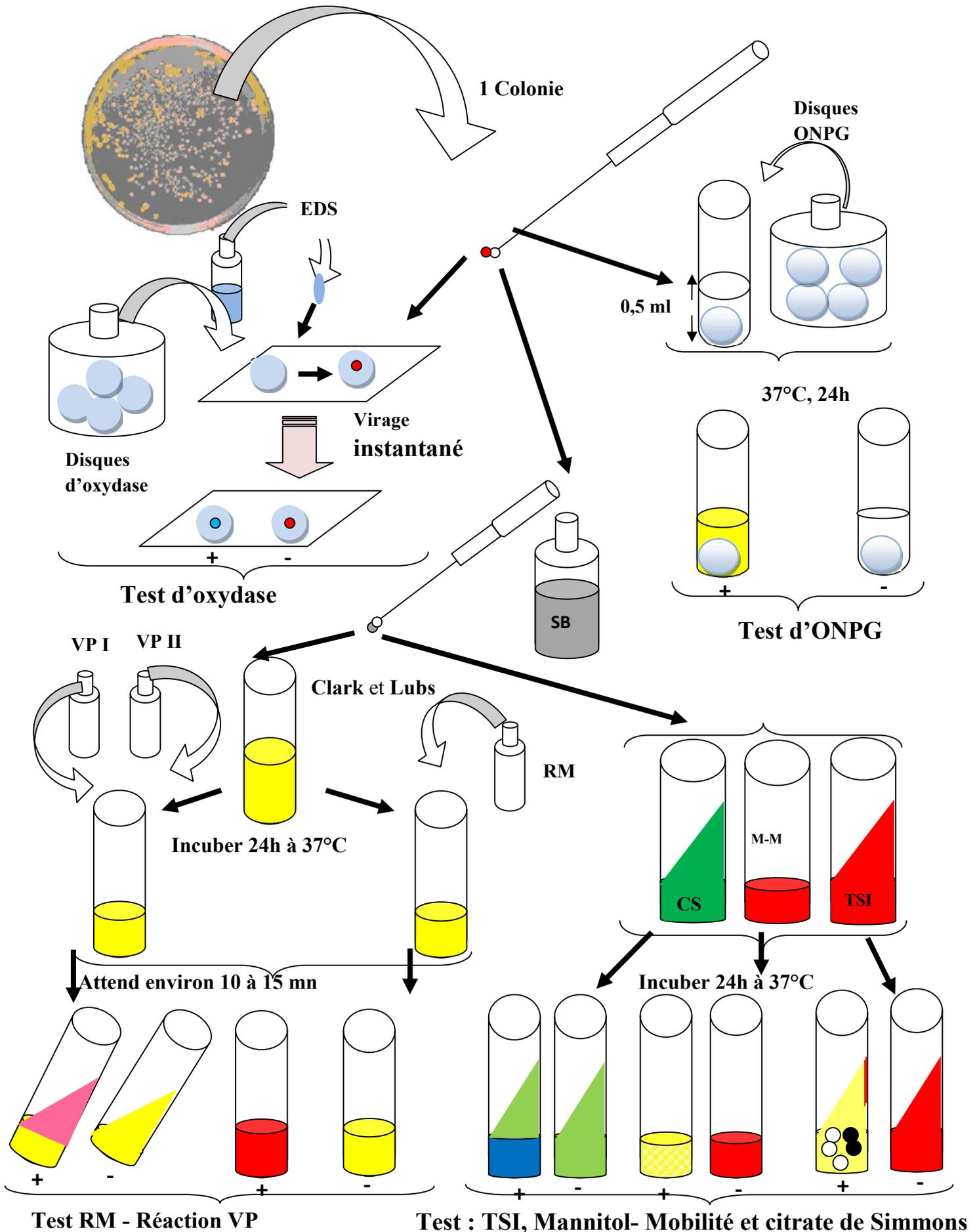
Ensemencer les tubes par piqûre centrale dans la gélose en culot avec les souches à tester.

Incuber à 37°C pendant 24 heures (Kaidi, 2005) (Fig. 13).

- **Lecture**

La mobilité se caractérise par une migration des bactéries de la piqûre centrale vers le reste du milieu entraînant ainsi une turbidité.

La fermentation du mannitol se traduit par le virage de la couleur rouge du milieu au jaune (Kaidi, 2005) (Fig. 13).



**Figure 13 : Test biochimiques complémentaires II (ONPG, oxydase, TSI, mannitol- mobilité citrate de Simmons, RM et réaction VP**

- **Milieu au Citrate de Simmons**

- **Principe**

Certaines bactéries sont capables d'assimiler le citrate, autrement dit capables d'utiliser le citrate comme unique source de carbone et d'énergie. Ces bactéries possèdent une citrate perméase et les enzymes du catabolisme du citrate. De telles bactéries sont capables de croître sur un milieu synthétique, le milieu de citrate de Simmons, dont l'unique source de carbone est le citrate de sodium. Ce milieu contient également des sels d'ammonium comme unique source d'azote et du bleu de bromothymol comme indicateur de pH. Initialement, le pH du milieu est de 7 et à un tel pH, le bleu de bromothymol a une teinte verte. La croissance sur le milieu au citrate de Simmons s'accompagne généralement d'une alcalinisation provoquant le virage au bleu (bleu outre-mer) du bleu de bromothymol (**Euzéby, 2008**).

- **Technique**

Ensemencer en surface le milieu au citrate de Simmons à partir d'une culture prélevée sur un milieu gélosé. Incuber à 37 °C pendant 24 heures (**Fig. 13**).

- **Lecture**

La majorité des auteurs considère qu'une bactérie est citrate positive lorsqu'elle utilise le citrate en provoquant une alcalinisation du milieu.

Présence d'une coloration bleue (même localisée uniquement en surface) : réaction positive.

La présence d'une coloration verte dans tout le milieu est considérée comme réaction négative (même en présence d'une culture) (**Euzéby, 2008**) (**Fig. 13**).

- **Recherche des VP – RM**

- ✓ **Test au rouge de méthyle (RM) - Réaction de Voges-Proskauer (VP)**

- **Principe**

La mise en évidence des voies fermentaires est d'une grande utilité pour le diagnostic des micro-organismes. Beaucoup de bactéries empruntent la voie dite des acides mixtes, abaissant ainsi le pH vers 4,5 à 5 et certaines bactéries VP(+) empruntent surtout la voie dite du butylène glycol (**Lebres, 2004c**).

La réaction de Voges-Proskauer (VP) permet l'étude des dérivés de l'acide pyruvique. Le glucose, utilisé par les bactéries, est dégradé en acide pyruvique qui est un intermédiaire clef du métabolisme des glucides. Selon les bactéries, l'acide pyruvique peut être complètement oxydé ou être le point de départ de diverses voies fermentaires conduisant à une très grande variété de composants finaux dont la nature est caractéristique du type fermentaire :

- ✓ La fermentation acide mixte conduit à la production d'acide formique, d'acide acétique, d'acide lactique, d'acide propionique, d'acide succinique, de dioxyde de carbone, d'hydrogène, d'éthanol, etc.
- ✓ La fermentation acide mixte provoque une acidification importante d'un milieu glucosé (**Lebres, 2004c**).

La fermentation acide mixte est étudiée par le test au rouge de méthyle. La fermentation butylène glycolique (butanediolique) conduit à la production de 2-3-butanediol. La suite des réactions conduisant au 2-3-butanediol est la suivante :

1. Condensation de deux molécules de pyruvate avec décarboxylation et formation d'acide alpha-acétolactique ;
2. Décarboxylation de l'alpha-acétolactate et formation d'acétoïne (hydroxy-3-butanone) ;
3. Réduction de l'acétoïne en 2-3 butanediol.

Le test VP permet de caractériser l'acétoïne. En présence d'oxygène et d'une base forte, l'acétoïne est oxydée en diacétyle qui forme un complexe coloré en rose en réagissant avec une fonction amine d'un groupement guanidyle des protéines. La réaction est plus sensible et plus rapide en présence d'alpha-naphtol (**Euzéby, 2008**).

Cependant le RM est employé depuis 1915 par Clarck et Lubs comme indicateur de pH (rouge au dessus de 4.8 et jaune au dessus de 6.3) dans un milieu de culture glucosé pour différencier parmi les Entérobactéries. Les forts producteurs d'acide ( $RM^+$ ) des faibles producteurs ( $RM^-$ ).

Ce test, qui complète le précédent, permet de distinguer les Entérobactéries à fermentation butanediolique ( $RM^-$ ) de celles qui ont simplement une fermentation acide mixte ( $RM^+$ ) (**Boukrouma, 2008 ; Lebres, 2004c**).

#### ➤ Technique

Inoculer un milieu de Clark et Lubs (peptone, phosphate bipotassique, glucose, pH 7,5). Incuber 48 heures à 37 °C.

Prélever 1 ml de milieu et ajouter 0,5 ml d'Alpha-naphtol (VPI) et 0,5 ml Hydroxyde de potassium (VPII).

Prélever ainsi 1 à 2 ml de culture en milieu Clark et Lubs dans un autre tube stérile et ajouté le réactif de RM (**Fig. 13**).

➤ **Lecture**

Attendre un temps maximum de 10-15 minutes.

✓ **Pour la réaction de VP**

- ❖ La présence d'acétoïne (VP positive) se traduit par une coloration rose en surface mais pouvant diffuser dans tout le milieu.
- ❖ Milieu reste incolore VP (-) (**Fig. 13**).

✓ **Pour RM**

- ❖ Coloration rouge réaction (+).
- ❖ Coloration jaune réaction (-) (**Euzéby, 2008**) (**Fig. 13**).

• **Recherche de la Nitrate réductase**

➤ **Principe**

Certaines bactéries peuvent utiliser comme accepteur final d'électrons des composés minéraux riches en oxygène (respiration anaérobie). C'est le cas particulier des nitrates qui sont alors réduits en nitrites. La réduction peut aller au-delà du stade nitrites et conduit à la formation d'azote gazeux (N<sub>2</sub>).

La recherche d'une nitrate-réductase se fait par la mise en évidence des nitrites formés. Les nitrites en milieu acétique ou sulfurique donnent une coloration rose ou rouge en présence d'acide parasulfanilique et d'alpha-naphtylamine. Toutefois, comme certaines bactéries réduisent les nitrates au-delà du stade nitrites, toute réaction apparaissant négative (absence de coloration rose ou rouge) doit être contrôlée pour constater la présence ou la disparition des nitrates contenus à l'origine dans le milieu. Dans ce but, on ajoute au milieu de la poudre de zinc. Le zinc est un agent réducteur capable de réduire en quelques minutes les nitrates en nitrites.

Si la réaction est véritablement négative, les nitrates toujours présents dans le milieu sont réduits en nitrites sous l'action du zinc et une coloration rose ou rouge apparaît.

Si la réaction est faussement négative, les nitrates ont été réduits par les bactéries en azote gazeux.

Le milieu ne contient plus de nitrates et lorsque la poudre de zinc est ajoutée, la teinte du milieu n'est pas modifiée (**Euzéby, 2008**).

➤ **Technique**

Cultiver la bactérie dans un bouillon nitraté.

Incuber à 37 °C jusqu'à l'obtention d'une culture abondante.

Ajouter une ou deux gouttes d'acide parasulfanilique en milieu acétique (réactif NIT 1) puis une à deux gouttes d'alpha-naphtylamine en milieu acétique (réactif NIT 2).

➤ **Lecture**

- Apparition en quelques secondes d'une coloration rose ou rouge : réaction positive, la bactérie réduit les nitrates en nitrites.
- Absence de coloration : ajouter de la poudre de zinc :
- Apparition en cinq minutes d'une coloration rose ou rouge : réaction négative.
- Absence de coloration : réaction positive (bactérie réduisant les nitrites jusqu'au stade azote gazeux) (**Euzéby, 2008 ; Kaidi, 2005**) (**Fig. 14**).

• **Milieu Urée-Indole**

Ce milieu a pour but la recherche, la détermination de la présence d'une uréase chez la bactérie, et de savoir si elle peut produire de l'indole à partir du tryptophane à l'aide de tryptophanase (**Lebres, 2004c**).

En effet, ce milieu donne trois caractères

- ✓ Urée : enzyme uréase ;
- ✓ TDA : Tryptophane Désaminase ;
- ✓ Indole : Tryptophanase.

➤ **Principe**

Certaines bactéries désaminent puis hydrolysent le tryptophane pour donner une molécule d'indole. L'indole réagit avec la fonction aldéhyde du paradiméthylamino-benzaldéhyde pour donner un composé coloré en rouge.

Alors que, l'uréase est une enzyme qui hydrolyse l'urée et conduit à la formation d'ammoniac et de dioxyde de carbone. En solution, le produit final de la réaction est le carbonate d'ammonium qui alcalinise le milieu.

Ainsi que certaines bactéries possédant (TDA) enzyme conduite par désamination oxydative du tryptophane, à la formation d'acide indole pyruvique (**Euzéby, 2008**).

➤ **Technique**

✓ **Hydrolyse de l'urée (uréase)**

Ensemencer un milieu Urée-Indole contenant de l'urée, du tryptophane et du rouge de phénol.

Recouvrir la surface du milieu d'huile de paraffine pour éviter la libération d'ammoniac.

Incuber 18 à 24 heures à 37 °C (**Fig. 14**).

➤ **Lecture**

- ❖ Uréase positive : le milieu présente une coloration rouge violacée ou orange foncée.
- ❖ Uréase négative : le milieu a une teinte jaune (**Euzéby, 2008**) (**Fig. 14**).

✓ **La recherche de l'indole**

Ensemencer le milieu Urée-Indole, et incuber 24 heures à 37 °C.

Ajouter de 2 gouttes du réactif Kowacks (**Fig. 14**).

➤ **Lecture**

- Réaction positive Apparition instantanée d'un anneau rouge
- Réaction négative anneau brunâtre (teinte originale du réactif) (**Fig. 14**).

✓ **La recherche de la TDA**

Ensemencer milieu Urée-Indole et incubation 24 heures à 37 °C.

Ajouter 2 à 3 gouttes de réactif TDA (**Fig. 14**).

➤ **Lecture**

- ❖ Réaction positive virage instantané du milieu au rouge brique
- ❖ Réaction négative milieu non changé (**Lebres, 2004c**) (**Fig. 14**).

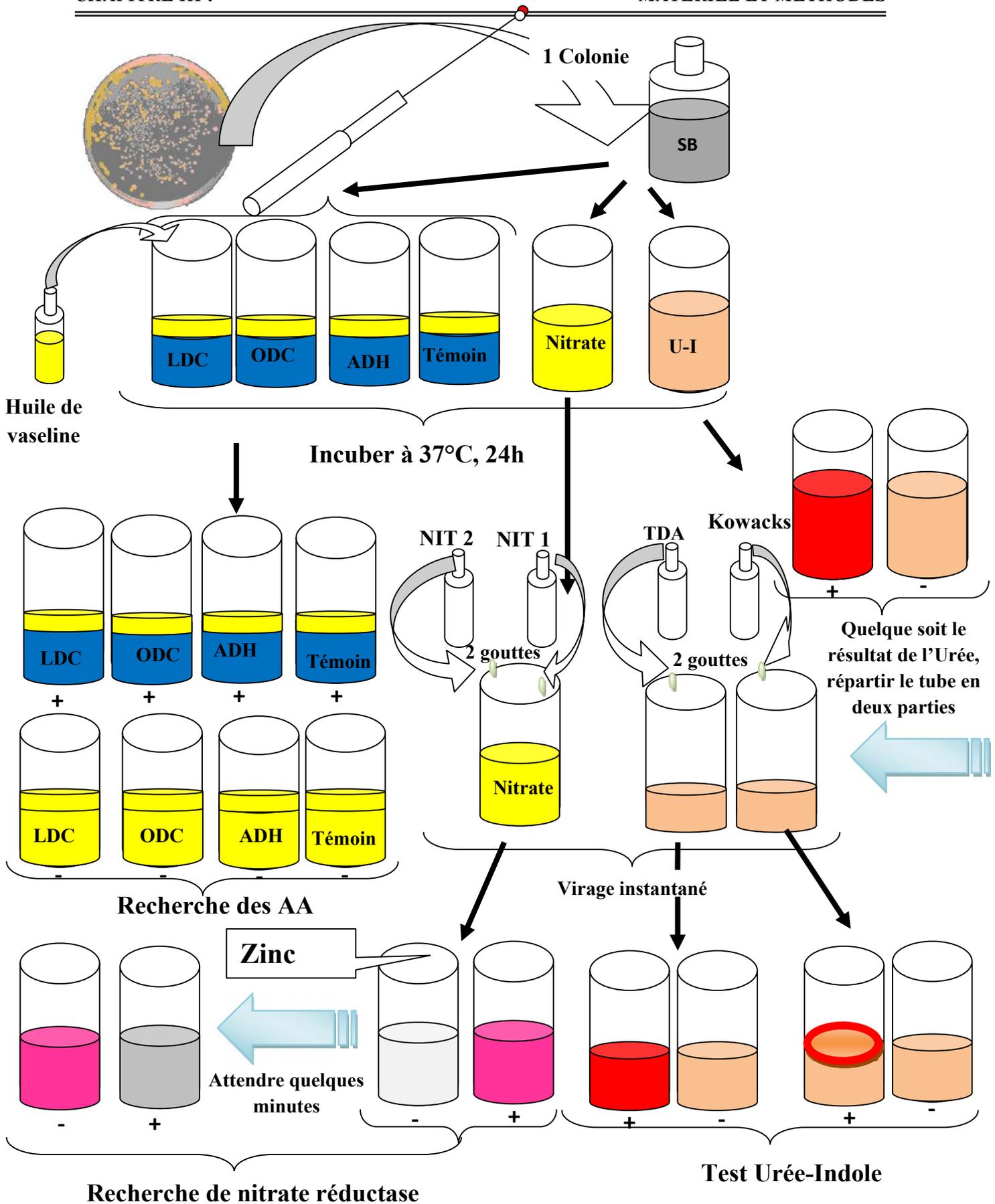


Figure 14 : Tests biochimiques complémentaires I : (dégradation des AA, du nitrate réductase et test Urée-Indole)

### ❖ Quelques acides aminés essentiels

#### ✓ Test LDC (lysine décarboxylase), ODC (ornithine décarboxylase) et ADH (arginine dihydrolase)

Les bactéries dégradent les acides aminés en empruntant des voies multiples qui toutes aboutissent pratiquement à une libération d' $\text{NH}_3$  (Lebres, 2004c).

#### ➤ Principe

Ces enzymes, dont l'action est favorisée en milieu acide, forment des substances alcalines à partir des acides aminés.

La décarboxylation de la lysine produit de la cadavérine. La L-ornithine est décarboxylée en putrescine et l'arginine est décarboxylée en agmatine puis hydrolysée en putrescine. Les milieux utilisés ne contiennent qu'un seul acide aminé (lysine, ornithine ou arginine), du glucose, des extraits de levure, du chlorure de sodium et un indicateur de pH (rouge de phénol).

La recherche de ces enzymes n'est effectuée que pour des bactéries à métabolisme fermentatif. Dans un premier temps, les bactéries fermentent le glucose et les milieux s'acidifient (virage au jaune du rouge de phénol). A pH acide, la synthèse des décarboxylases est favorisée et ces enzymes présentent une activité maximale. Dans un second temps, la production éventuelle d'une décarboxylase conduit à la formation de composés alcalins et à l'alcalinisation du milieu ce qui provoque le virage au rouge du rouge de phénol (Euzéby, 2008).

#### ➤ Technique

Ensemencer chacun des trois tubes avec une suspension bactérienne.  
Réaliser une anaérobiose en recouvrant la surface du milieu d'huile de paraffine.  
Incuber à 37° C pendant 24 heures (Fig. 14).

#### ➤ Lecture

- ❖ Apparition d'une coloration jaune (acidification du milieu) : réaction négative.
- ❖ Apparition d'une coloration orange foncée ou rouge (alcalinisation du milieu) : réaction positive (Euzéby, 2008) (Fig. 14).

### B.2.2. Inoculation de la galerie API 20 E

#### ➤ Principe

La galerie API 20E est un système pour l'identification des Enterobacteriaceae et autres bacilles Gram négatif, utilisant 20 tests biochimiques miniaturisés, prêt à l'emploi et standardisé. En effet, cette galerie comporte 20 micro-tubes contenant des substrats déshydratés. Au-dessous de chaque tube, un sigle indique la nature du test. Les tubes sont ensemencés avec une suspension bactérienne effectuée en eau physiologique (milieu "Suspension Medium"). Les réactions produites au cours de la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs. (Annexe 4) Un fond et un couvercle complètent la galerie et permettent de constituer une boîte d'incubation.

La galerie API 20 E permet d'effectuer les tests suivants :

- ONPG ;
- ADH ;
- LDC ;
- ODC ;
- Citrate de Simmons (CIT) ;
- Production d'hydrogène sulfuré par réduction du thiosulfate (H<sub>2</sub>S) ;
- Synthèse d'une uréase (URE) ;
- Recherche d'une tryptophane désaminase (TDA) ;
- Recherche du pouvoir indologène (IND),
- Production d'acétoïne (VP) ;
- Synthèse d'une gélatinase (GEL) ;
- Recherche de l'acidification de neuf "glucides" :
  - ✓ Glucose (GLU) ;
  - ✓ Mannitol (MAN) ;
  - ✓ Inositol (INO) ;
  - ✓ Sorbitol (SOR) ;
  - ✓ Rhamnose (RHA) ;
  - ✓ Saccharose (SAC) ;
  - ✓ Mélibiose (MEL) ;
  - ✓ Amygdaline (AMY) ;
  - ✓ Et Arabinose (ARA).

- La galerie permet également la recherche de la nitrate réductase qui se fait dans le micro-tube "GLU" (Euzéby, 2008).

- **Mode opératoire**

L'opération s'effectue selon les étapes suivantes :

- ✓ Placer de l'eau dans les alvéoles présents dans le fond de la boîte afin de créer une atmosphère humide.
- ✓ Retirer la galerie de son emballage et la placer dans le fond de la boîte.
- ✓ Prélever à l'aide d'une pipette Pasteur boutonnée une colonie parfaitement isolée. Dissocier soigneusement la colonie dans une ampoule de "suspension Medium".
- ✓ A l'aide d'une pipette munie d'une poire remplir les micro-tubes de la galerie. Au sein des micro-tubes, le fabricant distingue deux parties, le tube et la cupule. Selon les tests, la suspension bactérienne doit être placée uniquement dans le tube ou dans le tube et la cupule.
  - ❖ Lorsque le sigle du test est encadré, ce qui est le cas des tests CIT, VP et GEL, la suspension doit remplir le tube et la cupule.
  - ❖ Lorsque que le sigle du test est souligné (ADH, LDC, ODC, URE, H2S), la suspension doit remplir uniquement le tube. Après ensemencement complet de la galerie, la cupule sera secondairement remplie d'huile de paraffine.
  - ❖ Lorsque le sigle du test n'est ni encadré ni souligné (ONPG, TDA, IND, GLU, MAN, INO, SOR, RHA, SAC, MEL, AMY, ARA), la suspension doit remplir uniquement le tube.
- ✓ Refermer la boîte d'incubation, écrire les références du prélèvement sur la languette du fond de la boîte et placer la boîte à 37°C durant 24 h (Euzéby, 2008).

- **Lecture**

- ❖ Sortir la boîte de l'étuve et noter sur la fiche de lecture les résultats obtenus pour les tests à lecture spontanée. (Annexe 4).
- ❖ Révéler les tests nécessitant l'addition de réactifs (Annexe 4) :
  - ✓ TDA : ajouter une goutte du réactif TDA
  - ✓ IND : ajouter une goutte du réactif de Kowacks
  - ✓ VP : ajouter une goutte du réactif VP I et une goutte du réactif VP II

- ✓ Nitrate réductase : après avoir noté le résultat obtenu pour l'acidification du glucose, ajouter une goutte du réactif NIT 1 et une goutte du réactif NIT 2. Si aucune coloration rouge n'est obtenue (attendre deux à trois minutes), ajouter une petite quantité de poudre de zinc.
- ❖ Noter les résultats sur la fiche de lecture.
- ❖ Indiquer le profil numérique.

### I.3.2. Les méthodes de détermination des caractéristiques Physicochimiques

Les paramètres physicochimiques ont été mesurés directement sur site. Ces paramètres sont :

- ❖ La température de l'eau (°C)
- ❖ Le PH
- ❖ L'oxygène dissous (en mg/l)
- ❖ Le pourcentage de saturation de l'eau en oxygène (%)
- ❖ La conductivité ( $\mu\text{S}/\text{cm}$ ) (CBH, 2004).

- **La température**

La détermination de la température est faite à l'aide d'un thermomètre incorporé à la conductimètre étalonné préalablement. Plonger la sonde dans l'échantillon pendant cinq (5) minutes (Moussa Moumouni Djermakoye, 2005), et lire directement la température exprimée en degré Celsius (°C) (Coulibaly, 2005).

- **L'Oxygène dissous**

La mesure de l'oxygène dissous est réalisée à l'aide d'un oxymètre : méthode électrochimique (Rodier, 1984).

➤ **Principe**

La réduction de l' $\text{O}_2$  au niveau d'une cathode convenable engendre un courant proportionnel à la pression partielle d' $\text{O}_2$  dans l'eau (Rodier, 1984).

➤ **Technique**

Plonger la sonde dans l'eau à analyser (s'assurer que l'écoulement est de façon continue sur la membrane de la sonde).

➤ **Lecture**

Exprimer la concentration de l'oxygène dissous en mg/l. Après stabilisation de l'affichage sur le cadran de l'oxymètre on notant la lecture.

On a également exprimé la concentration de l'oxygène dissous en taux de saturation (%) en utilisant le même appareil (mesure automatique) (**Rejsek, 2002**).

• **La conductivité**

La détermination de la conductivité se fait par la mesure de la résistance électrique de la solution. Un voltage est appliqué entre deux électrodes plongées dans l'échantillon, et la chute du voltage due à la résistance de la solution est utilisée pour calculer la conductivité par centimètre (**Coulibaly, 2005**). Pour cette mesure on a utilisé un conductimètre électrique.

L'unité principale de mesure de la conductivité est le Siemens. Dans les solutions aqueuses, utiliser fréquemment le millisiemens / centimètre (mS/cm) ou le microsiemens / centimètre (µS/cm) (**Moussa Moumouni Djermakoye, 2005**).

• **Le pH**

Pour cette détermination, nous avons utilisé la méthode électro-métrique avec électrode combinée selon la norme AFNOR (**Coulibaly, 2005**). Nous avons utilisé un pH mètre muni d'une électrode préalablement étalonné avec des solutions tampon pH = 4 puis pH = 7. La méthode a consisté à plonger l'électrode dans l'échantillon contenu dans un bêcher dans lequel le barreau d'un agitateur magnétique homogénéise l'échantillon. Après stabilisation de l'affichage sur le cadran du pH mètre, nous avons noté le pH (**Moussa Moumouni Djermakoye, 2005**).

## **II- ETUDE DE L'ÉCOLOGIE DU CANARD SIFFLEUR *ANASE PENELOPE***

### **II.1. Matériel**

Le matériel utilisé pour cette étude est composé de :

- Un télescope : 7116 KONUSPOT – 65, 45 x 65 ;
- Une paire de jumelles : SBS. VERGÜTET, 16 x 50 ;
- Un GPS : GARMIN, GPS 72 ;
- Un carnet et un dictaphone (pour prendre des notes) ;
- Un guide des oiseaux : Guide Heinzel des oiseaux d'Europe, d'Afrique du Nord et du Moyen – Orient (**Heinzel et al. 2004**) ;

## II.2. Méthodes

### II.2.1. Techniques de dénombrement des oiseaux d'eau

Les méthodes d'observation des oiseaux sont nombreuses et dépendent des espèces étudiées et du but recherché. Deux méthodes répondent à cet objectif : la méthode relative et la méthode absolue. Le dénombrement des oiseaux d'eau fait beaucoup plus appel à cette dernière.

Lors de nos dénombrements, nous avons procédé à un comptage individuel lorsque la bande des oiseaux est composée de moins de 200 individus et se trouve à une distance inférieure à 200 m. Pour les groupes plus importants et plus distants, les effectifs ont été estimés (**Blondel, 1975**). Cette méthode est la plus employée dans les recensements hivernaux de l'avifaune aquatique (**Lamotte et Bourlière, 1969**).

Nos dénombrements ont été réalisés deux fois par mois, où l'effectif total a été estimé sur deux postes d'observation (PO). Le choix des postes d'observation a été choisi selon la répartition des oiseaux et la vision globale du site.

### II.2.2. Fréquence d'échantillonnage

L'étude a débutée à partir du mois de septembre 2010 et s'est déroulée jusqu'au mois de mai 2013, où une sortie a été réalisée tout les quinze jours. Les oiseaux dénombrés sont positionnés sur des cartes à l'endroit où ils étaient observés sur terrain afin de déterminer les différentes modalités d'occupation de la garaet.

### II.2.3. Choix des points d'observation

Le choix des postes d'observation est basé essentiellement sur :

- ❖ La vision globale et dominante du site.

- ❖ La répartition des groupements d'oiseaux sur le site (à l'intérieur et sur les berges du Sur la base de ces deux (2) critères tous les postes d'observation choisies sur les différents plans nous ont permis d'effectuer notre travail (**Fig. 26**).

#### II.2.4. Etude des rythmes d'activités des Anatidés

Le budget temps ou le rythme d'activité est défini, comme la proportion de temps passé par les individus dans chaque type de comportement, pendant une période et dans une zone donnée (**Triplet, 2012**).

##### II.2.4.1. Méthode pratiquée

Il existe plusieurs méthodes pour étudier le comportement chez les canards, mais les plus utilisées sont la méthode des balayages (scan sampling ou Scan) et la méthode d'observations focales (focal individual sampling ou Focus) (**Althmann, 1974**).

Le budget des activités est mesuré par la méthode des balayages ou scan sampling (**Altman, 1974**). De telle manière que l'observateur balaie le paysage d'un point à un autre, en notant le comportement de chaque individu visible. Puis grâce à des transformations mathématiques on fait ressortir le pourcentage temporel de chaque activité. Cette méthode présente l'avantage d'être la seule méthode appliquée dans des sites à végétations denses, où les oiseaux d'eau (particulièrement les Anatidés) ne sont toujours pas observés durant de longues périodes (limite de l'échantillonnage focalisé). En revanche, elle élimine le choix des individus (**Baldassare et al., 1988**). Ainsi, comme il s'agit d'un échantillonnage instantané, il est pratiquement impossible de déterminer le statut social (par paires ou séparés) des oiseaux observés (**Paulus, 1984**).

Pour étudier le comportement diurne du Canard siffleur (*Anas penelope*) dans notre cas, au niveau de garaet Hadj-Tahar, nous avons opté pour la méthode scan, en effet les données sont collectées durant une journée contenue d'observation, de 9h à 16h tout les quinze jours de septembre à décembre. Nous avons effectué nos observations sur des bandes au sein desquelles nous avons procédé chaque heure à des séries de transects, relatant l'activité de chaque oiseau observé. A cet effet, cinq activités ont été notées à savoir, le sommeil, la nage, le toilettage, le vol, l'alimentation. Pour de plus amples connaissances des exigences écologiques de cette espèce étudiée, l'activité de l'alimentation a été dissociée en trois modes d'alimentations : alimentation par bec (Bec), alimentation par basculement (Bas), alimentation en berge (Ber).

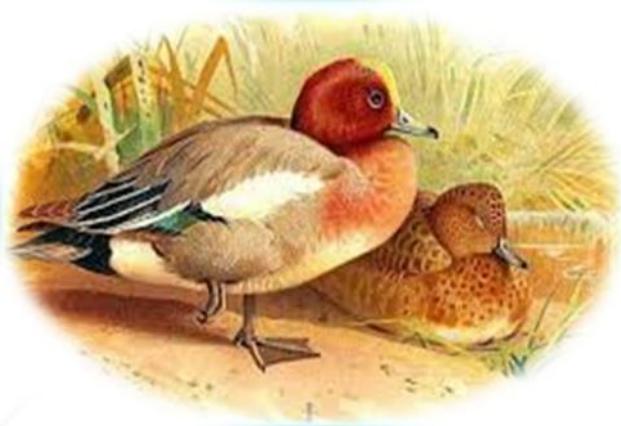
Cependant pour la méthode focus l'échantillonnage focalisé implique l'observation d'un individu pendant une période prédéterminée qui ne doit en aucun cas dépasser 10-15 minutes, au cours de laquelle nous enregistrons continuellement les activités.

### **II.2.5. Analyses statistiques des données**

Nous avons utilisé le logiciel **ADE 4 (Chessel et Doledec, 1992)**, pour l'analyse factorielle des correspondances sur les données concernant les dénombrements réalisés et les résultats des rythmes d'activité du Canard siffleur. En effet l'analyse factorielle des correspondances (AFC) est un moyen de procéder à une interprétation d'observations ne comportant *a priori* aucune distinction, ni entre variables ni entre individus. Son but majeur est de calculer un ensemble de saturations qui permettent, d'une part, d'expliquer les corrélations observées entre les tests par la mise en évidence d'un certain nombre d'aptitudes fondamentales et, d'autre part, d'identifier autant que possible ces aptitudes fondamentales (**Dagnelie, 1975 ; Falissard, 1998**).



# CHAPITR IV



## I. CARACTERISATION BU BIOTOPE

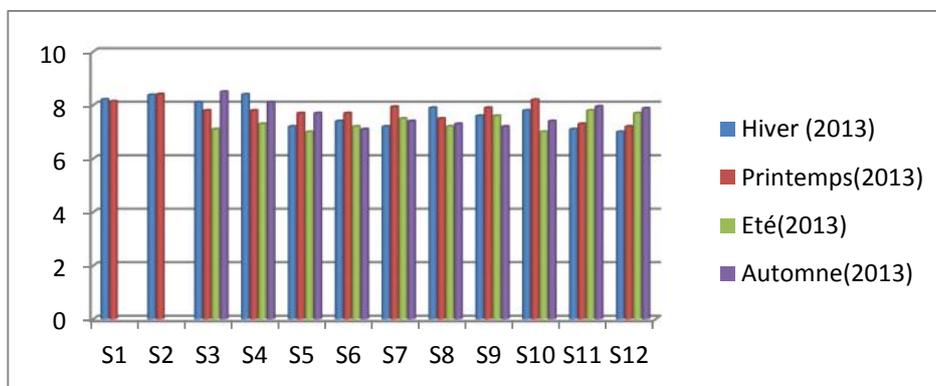
### I.1. Caractéristiques physico-chimiques de l'eau

Les résultats détaillés des analyses physico-chimiques de l'eau des principales zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja sont illustrés dans les figures : 15 à 18.

- **Le pH**

Pour ce paramètre nous n'avons pas remarqué de grandes variations entre les points de prélèvement ; les valeurs enregistrées sont globalement très proches. Ces valeurs sont comprises entre 7 enregistrée à : garaet Chichaya ; garaet Hadj-Tahar et garaet Sidi Magroun et 8,41 à la station 2 (garaet Beni M'hamed) avec une moyenne de 7.65 (**Fig.15**). Selon l'OMS (2004) le pH d'une eau superficielle doit être compris entre 6,5 et 8,5 (**Guergazi et Achour, 2005**).

De ce fait et selon la grille d'appréciation de la qualité de l'eau (**MARE, 2009**), nous pouvons déduire que la qualité de nos eaux est bonne (de 6.5 à 8.5). Ces valeurs favorisant le développement et la croissance des microorganismes, ce qui est le cas majoritaire des eaux de surface.

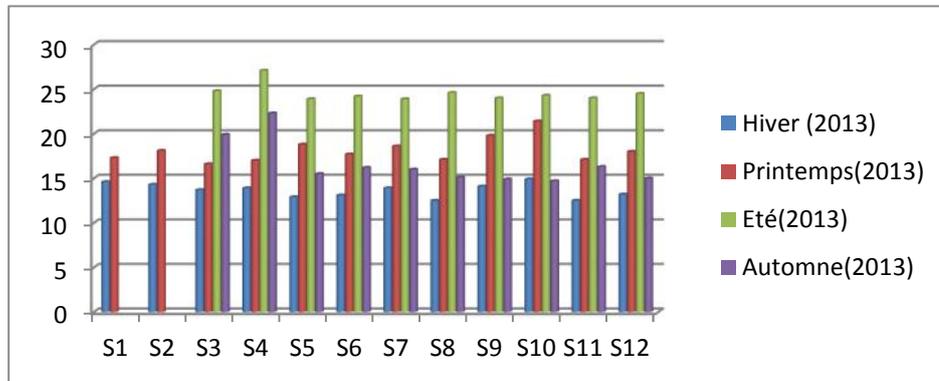


**Figure 15 :** Variations spatio-temporelles des valeurs du pH dans l'eau des principales zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja

- **La température**

L'évolution de la température de l'eau superficielle varie généralement en fonction de la température atmosphérique (**El Blidi et al., 2006**).

Cependant, les températures de l'eau enregistrées donnent des valeurs oscillants entre 12.5°C pendant le mois de février et 27.1°C pendant le mois juillet (**Fig.16**), présentant également des variations temporelles indiquant bel et bien une influence de la variation saisonnière climatique, dépendant de la nature des masses d'air (tropicale humides et très chaudes en périodes estivale, courants d'air plus froid en période hivernale) (**Guetaf, 2008**).



**Figure 16 :** Variations spatio-temporelles des valeurs de la température dans l'eau des principales zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja

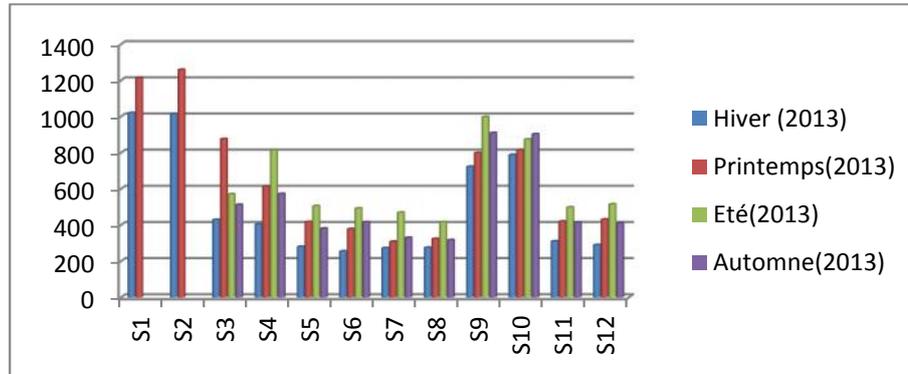
Des variations spatiales des valeurs de température sont à notées. On a enregistré des valeurs très élevées à S4 (garaet Messaoussa), par rapport aux autres stations, durant les quatre saisons (**Fig.16**). L'écart thermique entre ces stations est dû à la sortie des rejets des eaux usées urbaines des habitants à proximité de la station 4 qui cause une augmentation remarquable de la température de l'eau à ici par rapport aux autres stations.

- **La conductivité électrique**

Les valeurs de la conductivité électrique montrent des variations spatio-temporelles très importantes. Les valeurs les plus élevées sont enregistrées à la station S1 et S2 (garaet Beni M'Hamed) pendant les mois de février et d'avril montrant une minéralisation très élevée avec un maximum de 1259  $\mu\text{S}/\text{cm}$  (**Fig.17**). Plusieurs facteurs peuvent être la cause de ces valeurs élevées, l'augmentation de la température qui entraîne l'évaporation de l'eau concentrant les sels dissous, et l'alimentation de ces sites par les eaux de l'Oued El-Kebir, qui constituent un apport extérieur continu en sels minéraux vu que les eaux reviennent de la Mer un peu plus salée.

En plus des deux premiers facteurs, la conductivité électrique varie aussi suivant le substrat géologique traversé, car ce site est à une proximité de l'embouchure de la Marsa où la nature du sol devient de plus en plus sableuse.

Les faibles valeurs enregistrées caractérisent surtout la période hivernale (le mois de février). Elles sont notées sur les autres stations, où elles oscillent entre 255  $\mu\text{S}/\text{cm}$  et 998  $\mu\text{S}/\text{cm}$  (**Fig.17**). D'une manière générale et durant les périodes pluviales, la diminution de la conductivité électrique peut être accordée avec le phénomène de dilution.

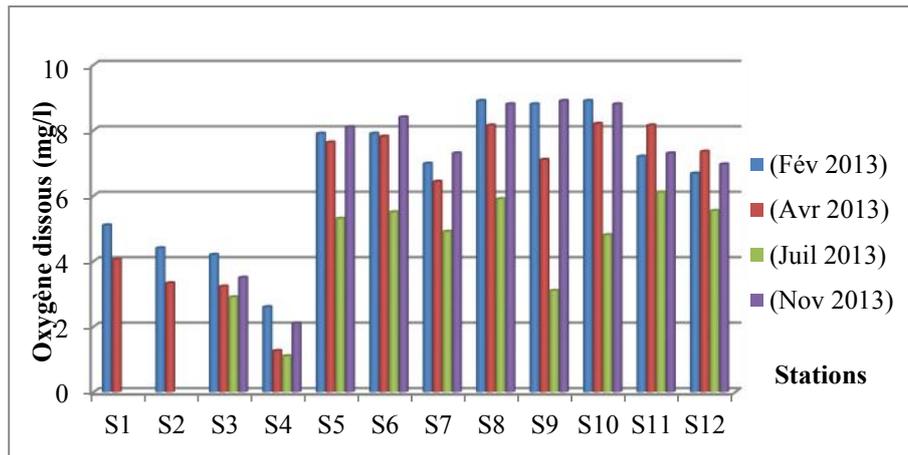


**Figure 17 :** Variations spatio-temporelles des valeurs de la conductivité dans l'eau des zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja

- **L'oxygène dissous**

L'oxygène est un facteur essentiel à la vie aquatique, en particulier aux organismes assurant l'autoépuration des hydro-systèmes. De ce fait, cet élément est un bon indicateur de pollution d'un hydro-système et du suivi de son autoépuration (**Derwich et al., 2008**).

Les teneurs en oxygène déterminées pour la période d'étude présentent des variations saisonnières et spatiales remarquables. On note que les taux obtenus pour l'oxygène dissous au niveau de la station S4 (garaet Messaoussa) sont les plus faibles enregistrant un minimum de 1.1 mg/l, alors que les valeurs les stations S8 ; S9 ; S10 sont marquées par des valeurs élevées avec un maximum 8,8 mg/l (**Fig.18**). Ces zones humides sont légèrement sous oxygénées surtout pendant le mois de juillet. L'accroissement et la diminution du taux d'oxygène au niveau des station est en relation directe avec les valeur des température ainsi que la quantité de la matière organique, donc l'augmentation de la température de l'eau et la décomposition de grandes quantités de matière organique, qui proviennent généralement des animaux et des rejets domestique, provoquant la diminution du taux d'oxygène dissout et vice vers ça.



**Figure 18 :** Variations spatio-temporelles des valeurs de l'OD dans l'eau des zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja

## I.2. Qualité microbiologique de l'eau

Les variations de la qualité microbiologique de l'eau des zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja ont été étudiées en fonction de deux paramètres : le temps (durée de l'étude) et l'espace (douze points de prélèvements-station-), en effet les résultats des analyses bactériologiques obtenus, présentent une grande diversité bactérienne de point de vue quantitative et qualitative.

### I.2.2. Les coliformes totaux

- **Variation spatiale**

Pour les coliformes totaux, la concentration moyenne est de l'ordre de  $10^5$  germes/100 ml. La concentration maximale est enregistrée au niveau du S4 (plus de  $2 \cdot 10^6$  germes/100 ml), tandis que la concentration minimale est obtenue au niveau du S1 ( $12 \cdot 10^2$  germes/100 ml) (**Fig.19**).

- **Variation temporelle**

On note aussi des variations temporelles, où la concentration minimale est enregistrée durant la période hivernale ( $12 \cdot 10^2$  germes/100 ml), alors que la maximale est notée durant la période estivale ( $2 \cdot 10^6$  germes/100 ml) (**Fig.19**).

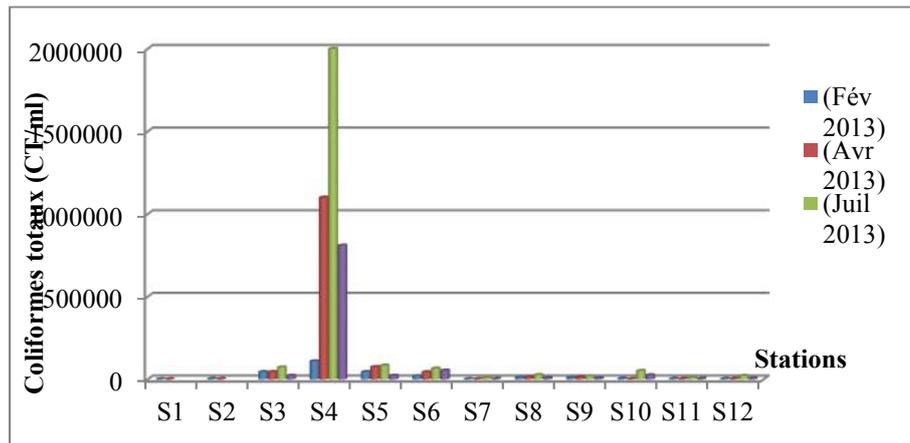


Figure 19 : Evolution des concentrations des coliformes totaux dans l’eau des zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja

I.2.3. Les coliformes fécaux

- Variation spatiale

La numération des coliformes fécaux nous montre que l’eau des zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja renferme une concentration moyenne de l’ordre de  $7 \cdot 10^4$  germes/100 ml. La valeur maximale est enregistrée au niveau du S4 ( $11 \cdot 10^5$  germes/100 ml) tandis que la valeur minimale est obtenue au niveau du S1 (850 germes/100 ml) (Fig.20).

- Variation temporelle

La concentration maximale est enregistrée durant la période estivale ( $11 \cdot 10^5$  germes/100 ml), par contre au cours de la période hivernale, on a enregistré la valeur la plus faible ( $8.5 \cdot 10^2$  germes/100 ml) (Fig.20).

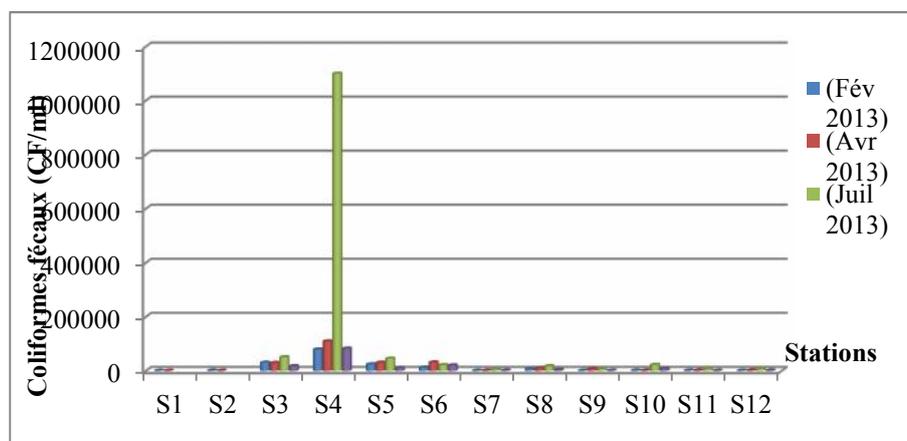


Figure 20 : Evolution des concentrations des coliformes fécaux dans l’eau des zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja

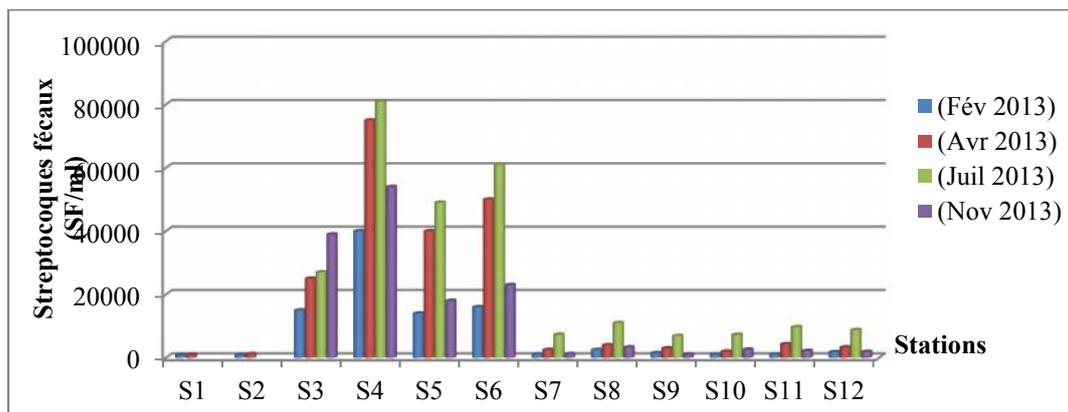
### I.2.4. Les streptocoques fécaux

- **Variation spatiale**

Quant aux streptocoques fécaux, on note que leur concentration moyenne dans l'eau des zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja est de l'ordre de  $1.5 \cdot 10^4$  germes/100ml, avec une valeur maximale enregistrée au niveau du point S4 ( $8.1 \cdot 10^4$  germes/100 ml) et une valeur minimale enregistrée au niveau des stations S1 et S2 (soit respectivement  $8.5 \cdot 10^2$  et  $9 \cdot 10^2$  germes/100 ml) (**Fig.21**).

- **Variation temporelle**

Par ailleurs, les résultats montrent que le nombre des streptocoques fécaux dans l'eau de ces zones humides subit des grandes fluctuations au cours de la période de l'étude. Les concentrations minimales sont enregistrées durant la période hivernale alors que les concentrations maximales sont enregistrées pendant l'été (**Fig.21**).



**Figure 21** : Evolution des concentrations des streptocoques fécaux dans l'eau des zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja

Les résultats des dénombrements bactériens montrent des valeurs supérieures aux normes admissibles. Plusieurs facteurs pourraient expliquer ces taux élevés. En effet, les variations spatiales importantes de la charge bactérienne et de la flore indicatrice de contamination fécale semblent être liées au courant de l'eau et à l'effet des quelques rejets domestiques dans certaines stations. En outre, les rejets d'élevage du bétail ainsi que l'utilisation du fumier comme fertilisant, contribuent à leur tour à la pollution des eaux de surfaces. Ainsi l'origine de cette contamination fécale est surtout la présence des déjections animales (d'énormes quantités d'oiseaux d'eau, et des animaux domestiques...etc.). De plus,

ces zones humides constituent des zones de pâturage intensif (plus de 49 000 bovins et ovins en pâturage extensif) (DGF, 2002).

Cependant, les concentrations élevées des bactéries enregistrées au niveau du S4 sont dûs aux certains rejets des eaux usées des habitats situés au voisinage de ce site chargés en microorganismes et en matières organiques. En outre, ce dernier est alimenté par les eaux de l'Oued El-Kebir qui joue ainsi un rôle de vecteur de transmission des polluants et d'autres substances conduisant à la prolifération de ces germes.

Concernant les variations temporelles des valeurs enregistrées, elles peuvent être expliquées par l'influence des changements des conditions hydrométéorologiques. La température et la précipitation ont le rôle le plus important en diminuant et/ou en augmentant les conditions du développement et de croissance bactérienne. En effet, la diminution de la concentration en coliformes totaux, en coliformes fécaux et en streptocoques fécaux durant les mois de décembre et de janvier est due au fait que pendant la période des pluies, le niveau d'eau augmente, provoquant une dilution du milieu. Durant cette période, la température s'abaissent et donc réduction du métabolisme et du nombre des bactéries.

Durant toute la période de l'étude et au niveau de toutes les stations, la concentration en streptocoques fécaux est plus faible que celle des coliformes fécaux. Généralement ces résultats sont expliqués par une différence dans le taux de déclin qui est plus rapide chez les streptocoques fécaux et qui peut être influencé par les facteurs abiotiques du milieu naturel (Aboukacem, 2007).

D'une manière générale, nos résultats de bactériologie sont en accord avec les travaux de Kherifi et Kherici-Bousnoubra (2012) sur le Lac Mellah, Sayad (2008) sur Lac des oiseaux dans le Nord-Est Algérien, Aboukacem *et al.* (2007) au Maroc et ceux de Bou Saab *et al.* (2007) au Liban.

### **1.2.5. Rapport coliformes fécaux/ streptocoques fécaux**

La quantification de la flore de contamination fécale (Tab.05 et 06) nous a permis de suivre l'évolution du rapport coliformes fécaux/streptocoques fécaux au niveau de l'eau des zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja. D'où il est possible de déterminer et de connaître l'origine de la contamination fécale par l'utilisation du rapport CF/SF (Bouchriti *et al.*, 1992 in Galaf et Ghannam, 2003).

**Tableau 05 :** Détermination du rapport coliformes fécaux/streptocoques fécaux.

Sites/Période	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12
Hiver (2013)	1,00	1,67	2,07	2,00	1,79	0,81	1,00	3,00	0,80	1,36	1,36	0,67
Printemps(2013)	0,85	0,92	1,20	1,47	0,78	0,64	0,60	2,50	2,67	0,80	0,47	0,67
Eté(2013)			1,89	13,58	0,94	0,36	0,82	1,64	1,00	3,15	0,84	0,88
Automne(2013)			0,46	1,54	0,61	0,91	1,58	1,36	1,00	3,46	0,55	0,95

**Tableau 06 :** Origine de la pollution fécale selon le rapport CF/SF (Source: Borrego et Romero, 1982 in Galaf et Ghannam, 2003)

Ratio CF/SF	Source de Contamination
$R < 0.7$	Principalement ou entièrement d'origine animale
$0.7 < R < 1$	Mixte à prédominance animale
$1 < R < 2$	Origine incertaine
$2 < R < 4$	Mixte à prédominance humaine
$R > 4$	Source exclusivement humaine

En effet, les résultats du rapport CF/SF montrent que la contamination de l'eau des zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja est variée entre une origine animale et mixte (animal humain) mais jamais exclusivement d'origine humaine, sauf pour quelques cas où l'origine demeure encore incertaine.

### **I.2.6. Recherche et dénombrement des spores des bactéries anaérobies sulfito-réductrices (ASR)**

Les résultats de dénombrement des spores des bactéries anaérobies sulfito-réducteurs sont résumés dans le tableau 07. Les bactéries anaérobies sulfito-réducteurs sont d'origine fécale et indiquent une contamination ancienne, elles subsistent lors de la désinfection qui fait disparaître les autres bactéries non sporulées. La forme sporulante leur permet de résister longtemps dans le milieu aquatique.

Elles sont responsables des maladies graves telles que le botulisme et le tétanos ; c'est pour cette raison que la recherche de ces derniers est très essentielle dans le cadre de la détermination qualitative d'eau (Rejsek, 2002).

**Tableau 07 :** Dénombrement des spores des bactéries anaérobies sulfito-réducteurs (ASR/20 ml).

point Période	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S 10	S11	S12
Février 2013	4	12	> 20	8	-	-	> 20	12	-	3	4	2
Avril 2013	4	-	-	>20	20	> 20	4	12	> 20	-	-	4
Juillet 2013	/	/	>20	>20	12	>20	>20	18	12	2	8	10
Novembre 2013	/	/	14	12	8	10	13	15	9	-	-	3

### I.2.7. Recherche des germes pathogènes

Les germes pathogènes ont été recherchés au niveau de toutes les stations. Ces germes sont souvent présentés en faible concentration dans l'eau et peuvent se développer en culture ; l'identification des colonies isolées est basée essentiellement sur l'observation macroscopique et microscopique des colonies ; l'identification biochimique par la galerie biochimique classique, les API systèmes et d'autres tests. Les résultats sont résumés sous forme des tableaux et des figures ci-dessous.

Les résultats des différents tests effectués pour l'identification des *Staphylococcus* isolé à partir de nos prélèvements sont résumés dans le tableau 08 suivant :

**Tableau 08 :** Résultats du profil biochimique des *Staphylococcus* isolés.

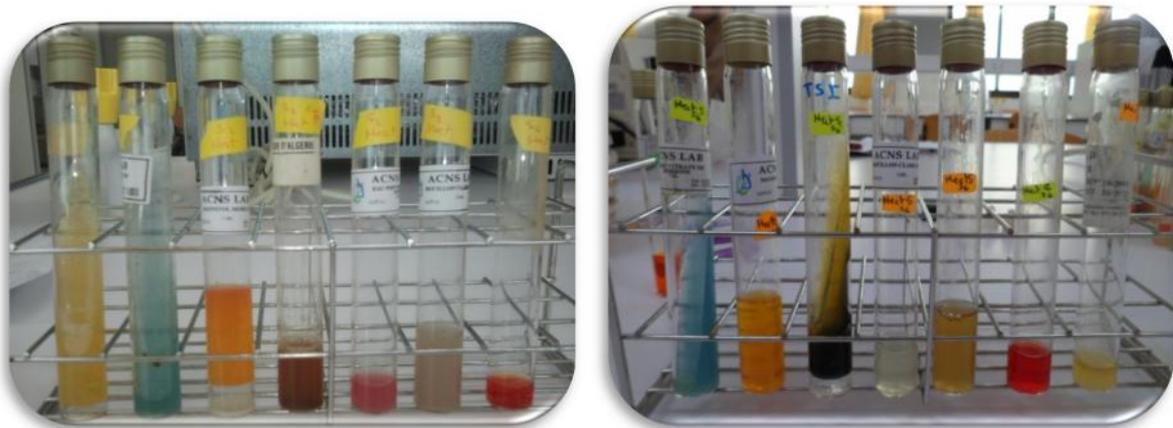
	Station 8	Station 12
<b>Oxydase</b>	-	-
<b>Catalase</b>	+	+
<b>Mannitol</b>	+	-
<b>Staphylocoagulase</b>	-	-
<b>Espèces trouvées</b>	<i>S. saprophyticus</i>	<i>S. epidermidis</i>

Aucun prélèvement ne s'est révélé positif pour les bactéries du genre *Salmonella*; *Shigella* et même pour les espèces *Vibrio cholerae* et *Pseudomonas aeruginosa* connues très pathogène.

Concernant les espèces bactériennes identifiées par la galerie biochimique classique et les API systèmes, ainsi que son répartition entre les différentes stations ; sont résumées dans les tableaux et les figures ci-dessous.

**Tableau 09 :** Les espèces identifiées par la galerie biochimique classique.

Milieux de culture	Espèces bactériennes identifiée
<b>Milieu SS</b>	<i>Citrobacter koseri</i>
	<i>Raouetella ornithinolytica</i>
	<i>Proteus mirabilis</i>
<b>Mac Conkey</b>	<i>Klebsiella oxytoca</i>
	<i>Enterobacter cloacae</i>
	<i>Pontoea ssp2</i>
	<i>Raoultella ornithinolytica</i>
	<i>E.coli</i>
<b>Hectoèn</b>	<i>Raoultella ornithinolytica</i>
	<i>Klebsiella oxytoca</i>
	<i>Enterobacter amnigenus</i>
	<i>E.coli</i>
<b>GNAB</b>	<i>Klebsiellaoxytoca</i>
	<i>Aeromonas hydrophila gp 2</i>
	<i>Proteus mirabilis</i>
	<i>Raoultella ornithinolytica</i>
	<i>E .coli</i>



**Figure 22 :** Résultats de quelques galeries biochimiques classiques.

Tableau 10 : Les espèces identifiées par l'API 20 E et l'API 20 NE.

API système	Milieux de culture	Espèces identifiées
API 20 E	SS	<i>Serratia odorifera 2</i>
	Hectoèn	<i>Vibrio alginolyticus</i>
	Hectoèn	<i>Aeromonas hydrophila</i>
API 20 NE	GNAB	<i>Vibrio vulnificus</i>



Figure 23 : Profil biochimique de la souche *Serratia odorifera 2*.

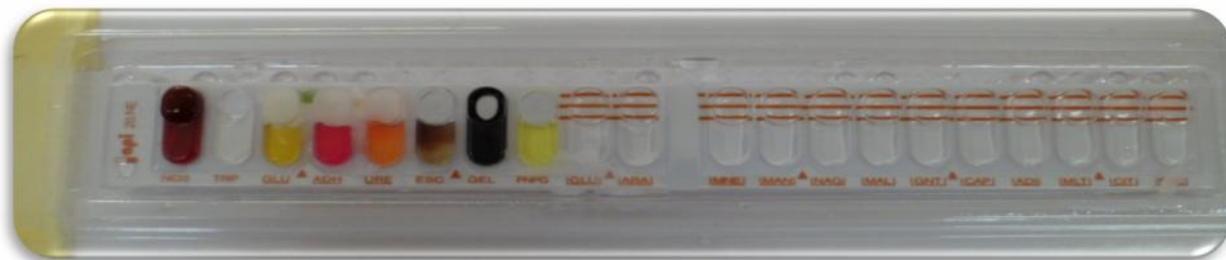


Figure 24 : Profil biochimique de la souche *Vibrio vulnificus*.

Tableau 11 : Répartition des espèces bactériennes isolées entre les différentes stations.

Espèces bactériennes	S 1	S 2	S 3	S 4	S 5	S 6	S 7	S 8	S 9	S10	S11	S12
<i>Pontoea ssp2</i>	×	×										
<i>Citrobacter koseri</i>		×			×			×				
<i>Enterobacter aerogenes</i>				×						×		×
<i>Raoultella ornithinolytica</i>	×	×	×								×	
<i>Proteus mirabilis</i>				×		×	×		×			
<i>Klebsiella oxytoca</i>			×				×	×				×
<i>Aeromonas hydrophila gr .2</i>				×				×				
<i>Enterobacter cloacae</i>										×		
<i>E. coli</i>	×	×	×	×	×	×	×	×	×	×	×	×
<i>Vibrio vulnificus</i>												
<i>Enterobacter amnigenus</i>		×				×				×	×	
<i>Staphylococcus epidermidis</i>									×			
<i>Staphylococcus saprophyticus</i>				×						×		×
<i>Vibrio alginolyticus</i>							×					×
<i>Serratiae odorifera 2</i>		×			×						×	
<i>Aeromonas hydrophila</i>				×					×			

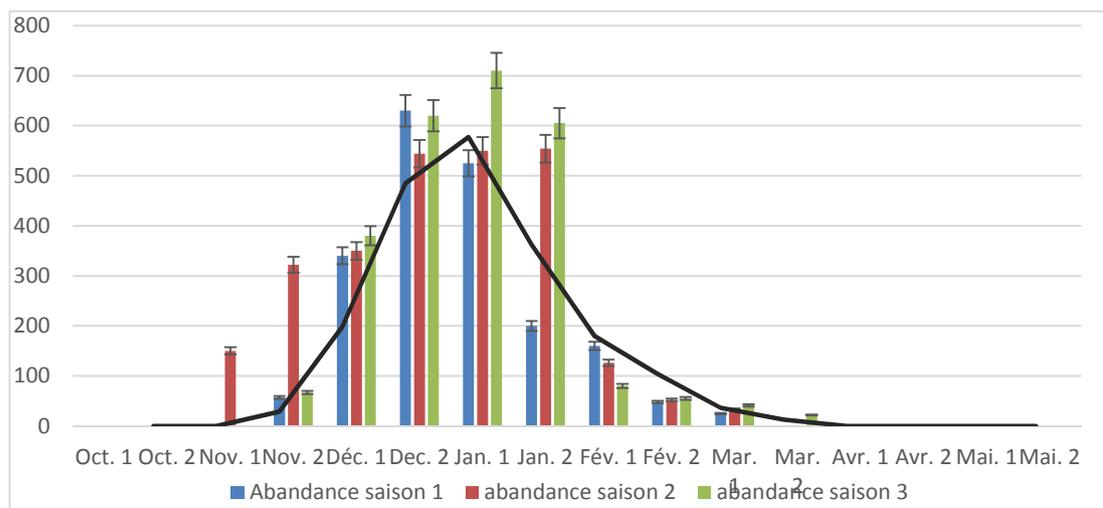
## II. MODEL BIOLOGIQUE

### II.1. Phénologie de la population de canard siffleur

Evolution des effectifs et distribution spatiale de la population du Canard siffleur *Anas penelope* dans le complexe des zones humides de Guerbes-Sanhadja.

#### II.1.1. Garaet Hadj-Tahar

Le Canard siffleur, une espèce hivernante habituel des zones humides algériennes (**Houhamdi, 2002 ; Houhamdi et Samraoui, 2003**), qui a commencée à colonisée Garaet Hadj Tahar avec des effectifs très faibles par rapport aux autres Anatidés, où au cours de la saison d'hivernage (2012-2013), plus de 50 individus de cette espèce, ont été observés pendant la première sortie (début de novembre). L'effectif total augmente lentement pour atteindre des centaines d'individus durant le mois de décembre (**Fig.25**). Aussitôt, après, des arrivées massives des populations hivernantes ramène l'abondance totale à environ 700 individus au cours du mois de janvier. A la fin de ce mois, l'effectif de la population du Canard siffleur a commencé à diminuer lentement jusqu'à la fin de la période d'hivernage (mi à fin-mars). Les mêmes constatations ont été rapportées par Metallaoui (**2010**), où elle a noté que l'arrivé des premiers individus de cette espèce est observé au début du mois d'octobre. Ainsi, le premier passage des individus transitants est observé au début du mois de novembre, alors que le maximum et observé durant janvier et février.

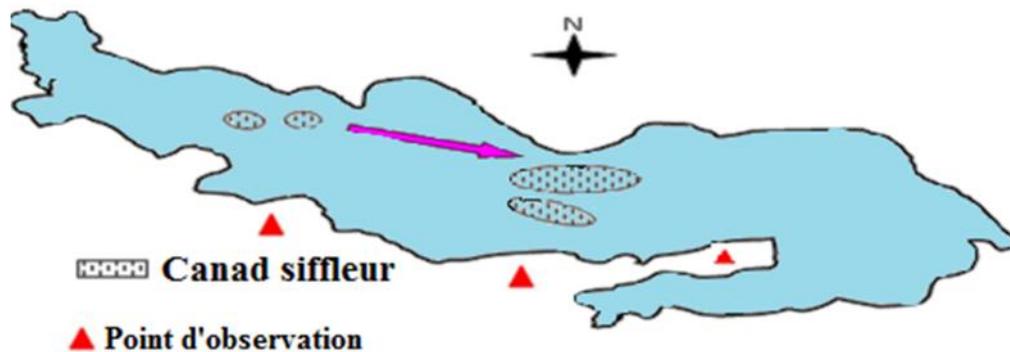


**Figure 25 :** Evolution mensuelle des effectifs du Canard siffleur *Anas penelope* à garaet Hadj-Tahar (saisons d'hivernage 2010-2013)

En outre, ces observations sont notées même à la Camargue (France), où les individus de cette espèce n'arrivent jamais avant la mi-septembre et l'essentiel des effectifs n'est présent qu'entre la mi-octobre et la mi-novembre, période pendant laquelle de nombreux oiseaux ne font que transiter pour gagner des zones situées plus au sud. Le pic d'abondance se situe en décembre et les départs sont notés en janvier et février, mois au cours desquels passent également les oiseaux hivernants en Espagne (**Rosellwa, 2008**).

### Modalités d'occupation spatiale

Le Canard siffleur est un Anatidés de surface, Son aire d'hivernage couvre l'ensemble du bassin méditerranéen (**Metallaoui, 2010**). Caractérisé par sa colonisation très tardive de garaet Hadj-Tahar, les premiers arrivants s'installent dans le secteur Nord-Ouest de la garaet (**Fig.26**).

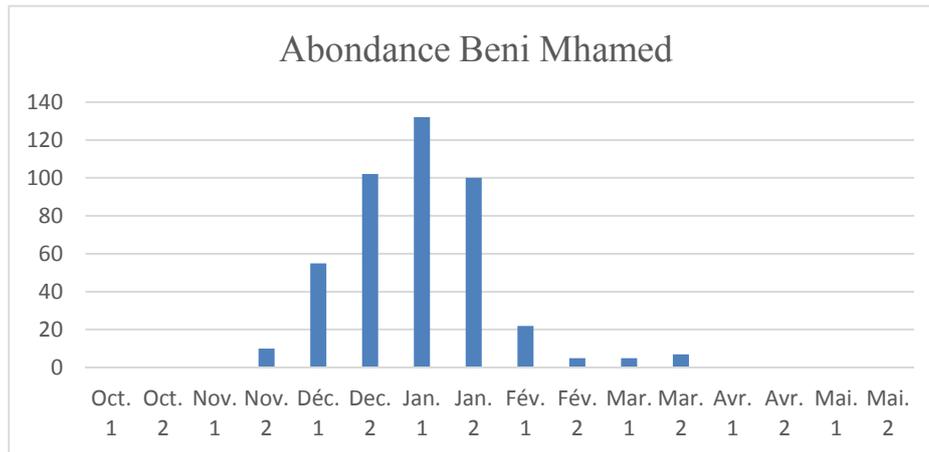


**Figure 26** : Occupation spatiale de garaet Hadj-Tahar par le Canard siffleur *Anas penelope* (2010-2013).

Vers la fin novembre jusqu'à la fin de la saison d'hivernage, pendant que son effectif est devenu important, les individus, en suivant essentiellement la profondeur de l'eau, se sont concentrés principalement dans les secteurs Nord et Nord-Est de la garaet. On note ainsi que les individus de cette espèce se sont montrés dispersés et mélangés aux Canards souchet *Anas clypeata* entre les nénuphars blancs du secteur occidental (**Metallaoui, 2010**). Toutefois, cette espèce, est très sensible aux dérangements, donc elle s'éloignent de ce dernier.

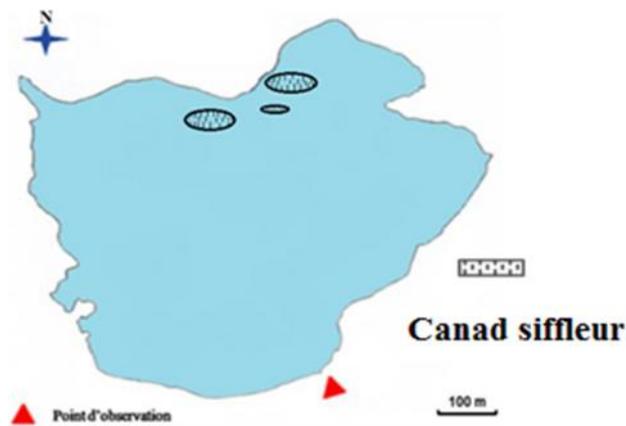
### II.1.2. Garaet Beni M'Hamed

En ce qui concerne garaet Beni M'Hamed, un effectif maximal de 55 individus a été enregistré durant la première quinzaine du mois de décembre 2012. Par la suite les valeurs enregistrées donnent un aspect en cloche où le maximum de 132 individus a été observé durant le mois de janvier (**Fig.27**).



**Figure 27 :** Evolution des effectifs du Canard siffleur *Anas penelope* au niveau de garaet Beni M'Hamed (2012-2013).

### Modalités d'occupation spatiale

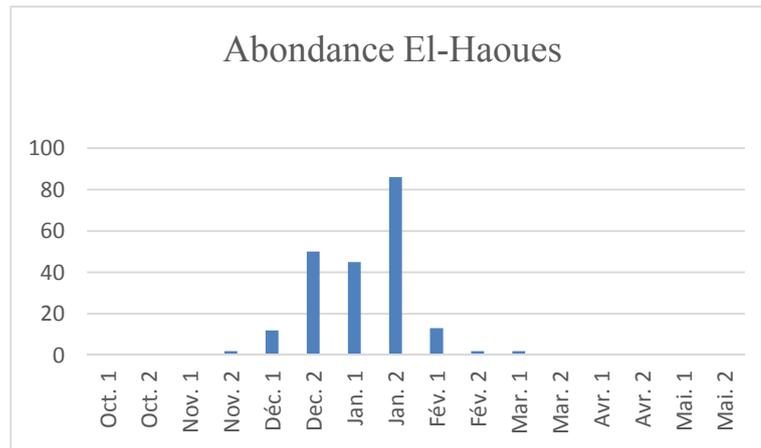


**Figure 28 :** Occupation spatiale du Canard siffleur *Anas penelope* à garaet Beni M'Hamed (Skikda, Algérie).

Ces oiseaux, en s'éloignant du dérangement, se sont observés surtout vers le secteur nord du plan d'eau (loin de la route) (**Fig.28**).

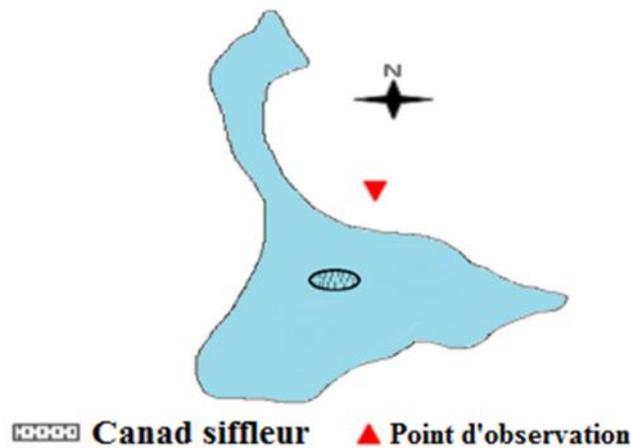
#### II.1.3. Garaet El-Haoues

Garaet El-Haoues constitue aussi un site important pour l'hivernage du Canard siffleur où on a aussi observé une allure en cloche, où les oiseaux ont commencé à coloniser le plan d'eau dès la fin novembre et ont demeuré jusqu'à la mi-mars avec un maximum de 86 individus notes durant le mois de janvier (**Fig.29**).



**Figure 29 :** Evolution des effectifs du Canard siffleur *Anas penelope* de garaet El-Haoues (2012-2013).

### Modalités d'occupation spatiale



**Figure 30 :** Occupation spatiale du Canard siffleur *Anas penelope* à garaet El-Haoues (Skikda, Algérie).

La population du Canards siffleur ayant fréquentés garaet El-Haoues a été surtout observé dans le secteur central de la garaet et loin de tout dérangement (**Fig. 30**).

## II.2. Etude des rythmes d'activités diurne

### A- Le sommeil

Le sommeil est l'activité principale du Canard siffleur ce qui corrobore les résultats de **Houhamdi (2002)** dans le Nord-Est algérien. Où on a noté, dans garaet Hadj-Tahar, les premiers hivernants montrent des taux de sommeil voisins les 44%, alors que le maximum pour cette activité est noté avec des taux avoisinant les 50% observé surtout pendant la fin de

février. Après, les taux ont connu des régressions où on a enregistré une diminution progressive jusqu'à la deuxième semaine de février où elles ont de nouveau augmentés vers la fin de la saison d'hivernage (**Fig.31.A**).

### **B- La nage**

La nage est une activité primordiale chez le Canard siffleur (**Houhamdi et Samraoui, 2001**). Son allure exhibe une variation en dents de scie montrant plusieurs pics (**Fig.31.B**). Cependant, des taux un peu bas sont, enregistrés au début de l'étude avec un minimum de 28% (début de novembre), alors que le pourcentage maximum consacré à la nage est de 45.45 % enregistré pendant la fin janvier, puis on a enregistré une régression de pourcentage jusqu'à 30 % pendant toute la période qui suit, montrant de baisses durant la période pré-migratoire (**Fig.31.B**).

### **C- L'alimentation**

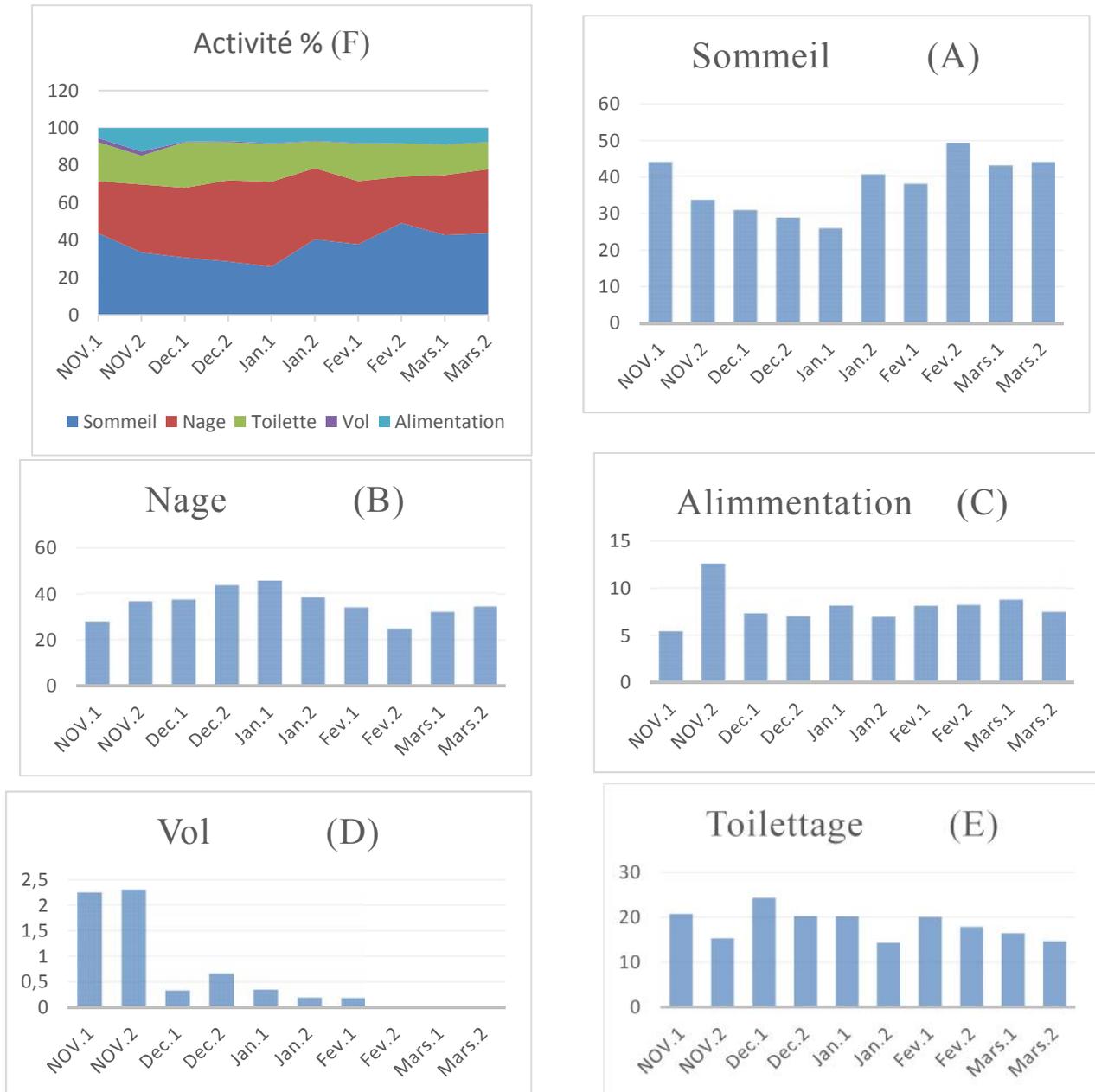
Généralement, les Canards siffleur, associent l'alimentation à la nage (**Houhamdi, 2002**), néanmoins, nos observations dans garaet Hadj-Tahar, ont présenté des valeurs faibles d'engraissement marqué par un minimum de 5.38 % enregistré au début de l'hivernage. Ensuite on a noté des fluctuations des pourcentages de cette activité caractérisées par un pic maximum de 12.54 % enregistré surtout la deuxième quinzaine du mois de novembre, alors que la fin de la saison d'hivernage a connu une faible augmentation dès le mois de février puis une baisse pré-migratoire de cette activité pendant la période pré-migratoire (**Fig.31.C**).

### **D- Le vol**

Le vol est une activité rarement remarqué chez cette espèce, elle a enregistré un pic pendant le mois de novembre soit 2.29 % (**Fig.31.D**).

### **E- Le toilettage**

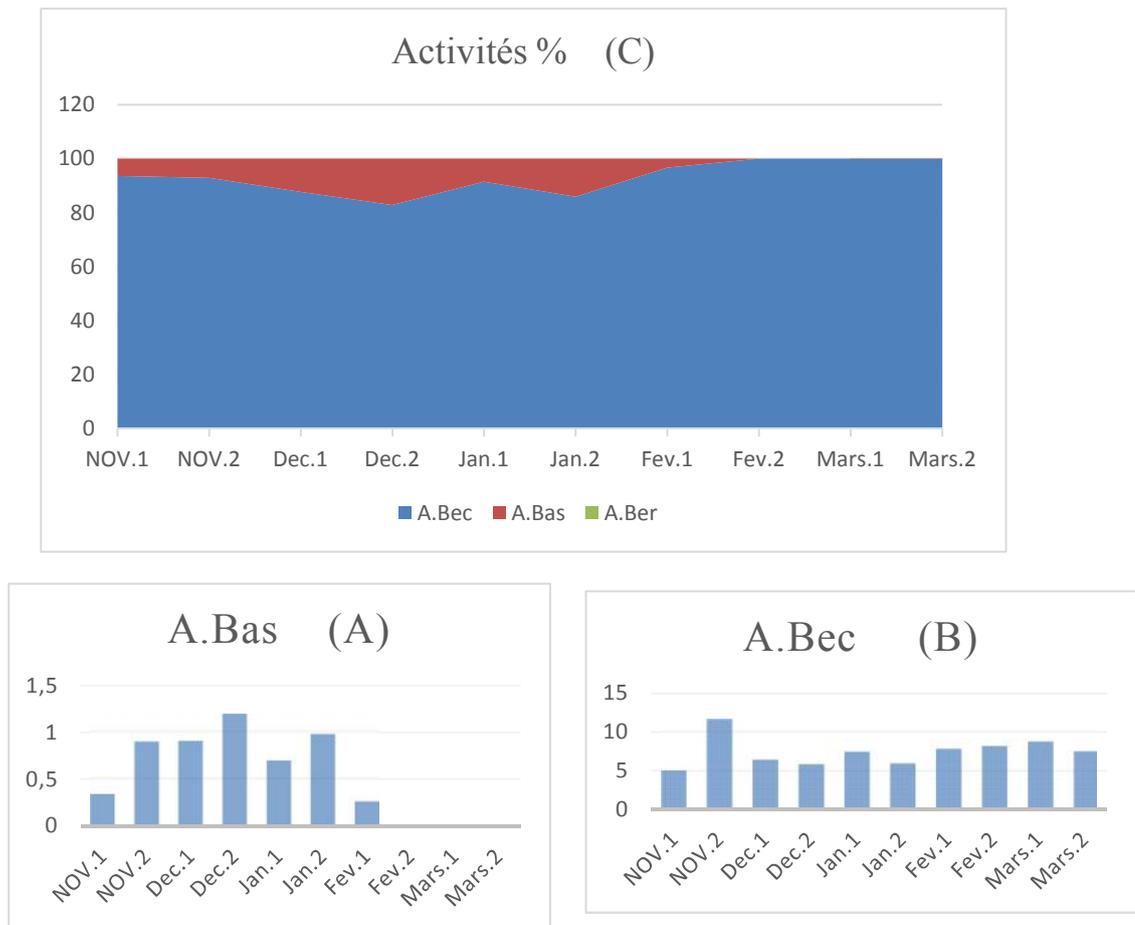
L'entretien du plumage est une activité importante dans la vie des canards. Elle est notée au début de l'étude avec un taux élevé, soit 20.74 %. En effet, un maximum de 24.35 % est enregistré durant le mois de décembre alors que le minimum de 14.33 % est note à la deuxième moitié du janvier(**Fig.31.E**).



**Figure 31 :** Variation des rythmes d’activités diurnes du Canard siffleur *Anas penelope* hivernant à garaet Hadj-Tahar (2010 – 2013).

**II.2.1. L’activité alimentaire**

L’engraissement ou l’alimentation est une activité importante chez les Canards Siffleur hivernants au niveau de garaet Hadj-Tahar. Elle est observée de deux manières par bec et par basculement, où on a enregistré une dominance de l’alimentation par bec durant toute la période avec un maximum de 11,65 % enregistré en novembre (**Fig.32.A**). Alors que pour l’alimentation par basculement, on a enregistré un maximum de 1.19 % durant le mois de décembre (**Fig.32.B**).

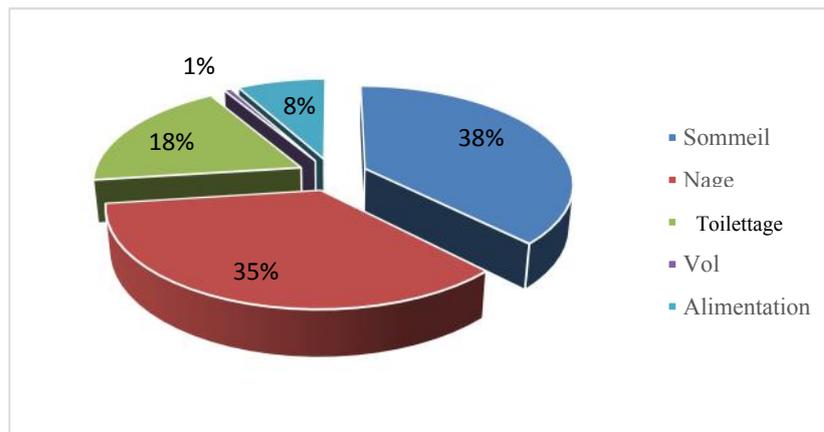


**Figure 32** : Variation du comportement alimentaire diurne de la population du Canard siffleur *Anas penelope* hivernante à garaet Hadj-Tahar (2010 – 2013).

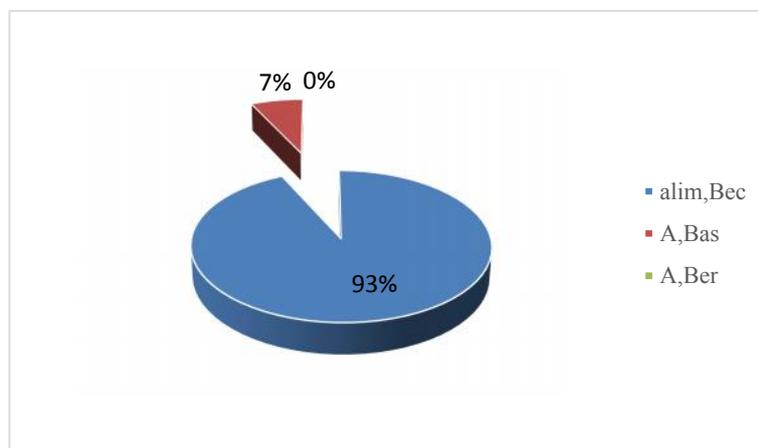
### II.2.2. Bilan des rythmes d'activités du Canard siffleur :

Nos résultats montrent que tout au long des saisons d'hivernages 2010-2013, la population du Canard siffleur a consacré 38 % du temps au sommeil, 35 % du temps à la nage, 18 %, 08 % et 1 % du temps sont consacrés respectivement aux : toiletteage, alimentation et vol (**Fig.33**).

Cependant l'activité d'alimentation est caractérisée par la dominance du type d'alimentation par bec avec 93 % du temps, alors que l'alimentation par basculement n'a été enregistrée que 7 % (**Fig.34**).



**Figure 33 :** Bilan des rythmes d'activité diurne de la population de Canard siffleur *Anas penelope* (2010-2013).



**Figure 34 :** Bilan du comportement alimentaire du Canard siffleur *Anas penelope* (2010-2013)

### II.2.3. Variation journalière

Le suivi des rythmes des activités durant toute une journée nous montre d'une part, que ces activités sont souvent variables d'une heure à une autre, et d'autre part, que certains d'entre elles ne sont observables que durant des moments bien déterminés (**Fig. 35**).

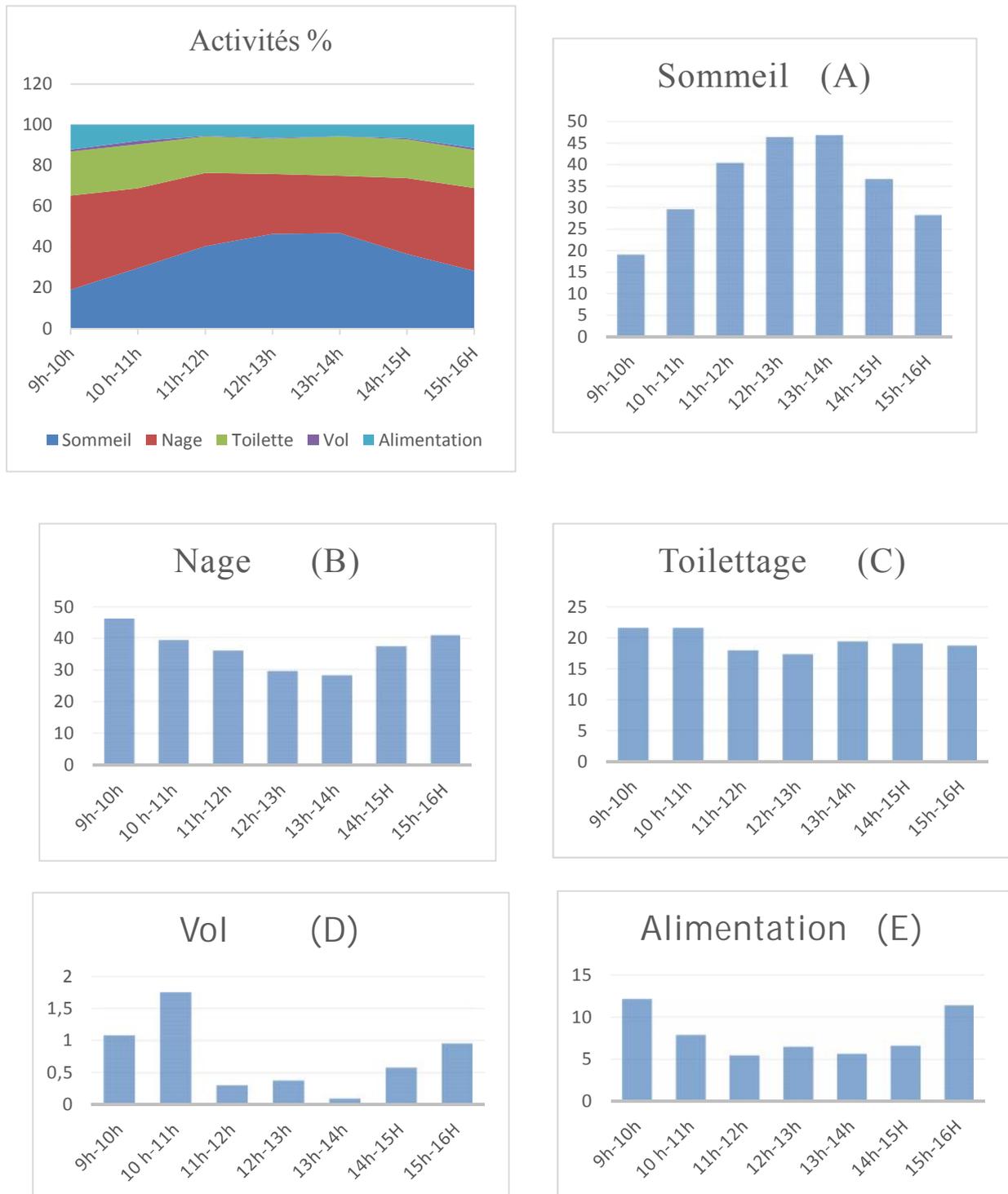
En effet, Le sommeil domine par rapport aux autres activités sauf qu'il s'observe avec des taux bas au début et ç la fin de la journée (**Fig. 35.A**).

La nage aussi présente une activité journalière importante, mais au contraire de ce que on a observé pour le sommeil, on a noté des taux bas durant la mi-journée (**Fig. 35.B**).

L'entretien des plumages et le toilettage sont souvent constants de 09h à 16h et présentent aussi une activité journalière importante pour le Canard siffleur (**Fig. 35.C**).

Le vol est très faible pendant toute la journée. Il affiche des taux ne dépassant pas les 2% (Fig. 35.D).

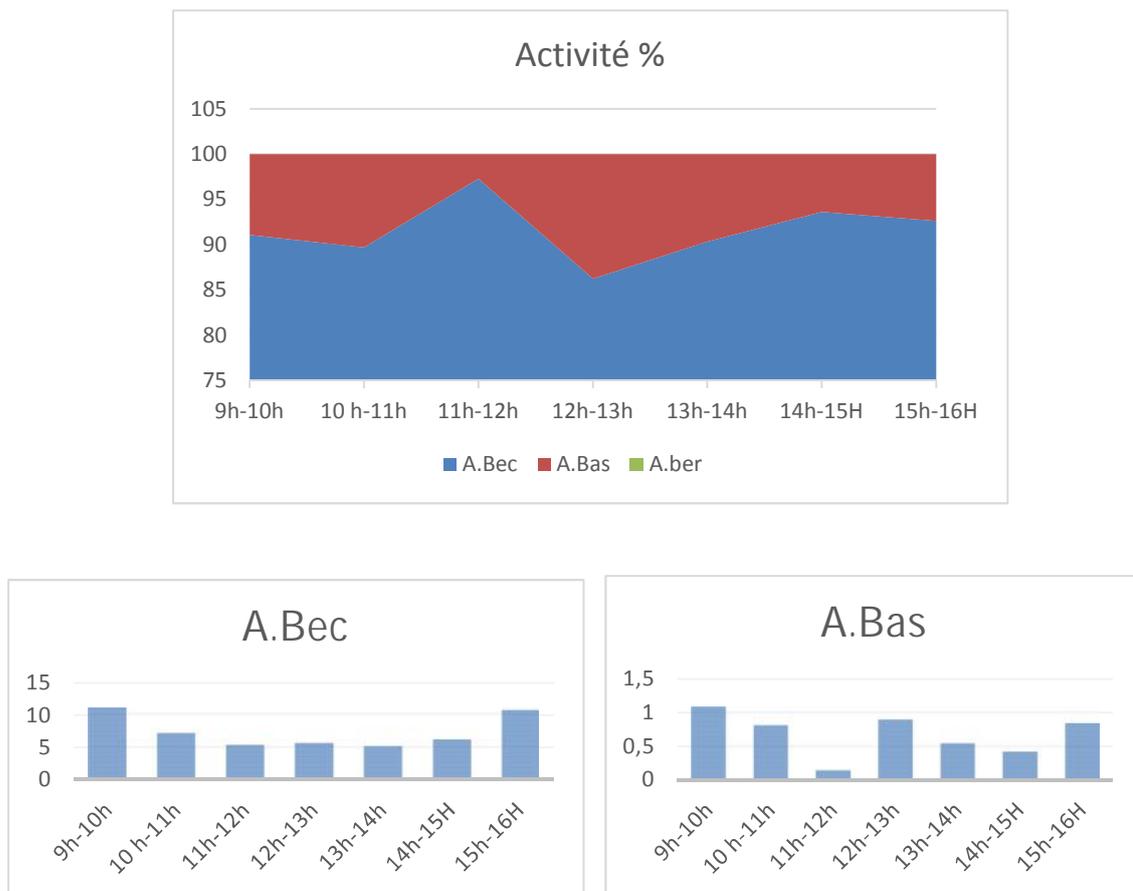
L'alimentation est cependant, une activité qui n'a été notée qu'en début et en fin de journée, soit de 8h à 11h et de 15 à 16 h, avec des taux faibles avoisinant souvent les 12%.



**Fig. 35 :** Evolution du rythme d'activité diurne du Canard siffleur *Anas penelope* (2010-2013) durant les différentes tranches horaires de la journée

### II.2.3.1. L'activité alimentaire

L'activité d'alimentation est souvent manifestée de deux manières au cours de la journée (Fig.36). Souvent, c'est l'alimentation par bec qui domine toute la journée. Elle exhibe des taux plus au moins stables dépassant dès fois les 90 % du taux global de l'activité alimentaire. L'alimentation par basculement, tient une part très faible dans ce bilan, et ne dépasse pas les 8 %. Alors que l'alimentation sur les berges est complètement absente chez le Canard siffleur à garaet Hadj-Tahar et ceci pour toute la période de travail.



**Figure 36** : Evolution du rythme d'activité d'alimentation du Canard siffleur *Anas penelope* (2010-2013) durant les différentes tranches horaires de la journée

### II.2.4. Discussion

#### Etude des rythmes d'activités diurnes du Canard siffleur *Anas penelope*

Au vu de l'analyse des budgets d'activités diurnes du Canard siffleur au niveau de la Garaet Hadj-Tahar, il apparaît que deux activités prédominent durant toute la période hivernale : le sommeil et la nage (Fig.33).

Le nettoyage du plumage et le toilettage habituel constituent une part plus ou moins importante dans le cycle de vie des Canards siffleur (**Fig.33**). Il est observé durant la première moitié de la période hivernale et surtout dès leurs arrivés, ce qui peut être expliqués par à un nettoyage et un réarrangement régulier du plumage suite aux problèmes engendrés suite au vol migratoire.

En outre, dès son arrivée, "octobre – novembre", le Canard Siffleur dispose de ressources abondantes et facilement accessibles qui lui permet d'élaborer d'importantes réserves. En décembre, ces réserves énergétiques seraient normalement constituées.

Le vol qui tient chez cette espèce une part minime, n'est observé que suite aux regroupements et aux réarrangements de places de deux ou de trois individus qui ont en pris des envols d'un groupe pour rejoindre un autre groupe.

Ces résultats ne s'accordent pas avec celles de Houhamdi (**1999**) au Lac des Oiseaux Nord-Est algérien où il a noté que l'activité de l'alimentation est souvent accompagnée par celle de la nage et prennent la dominance par rapport aux autres activités (55%) alors que le sommeil et le vol ont enregistrés des pourcentages très minimes (3%) (**Houhamdi et Samraoui, 2003**).

### **Comportement alimentaire diurne**

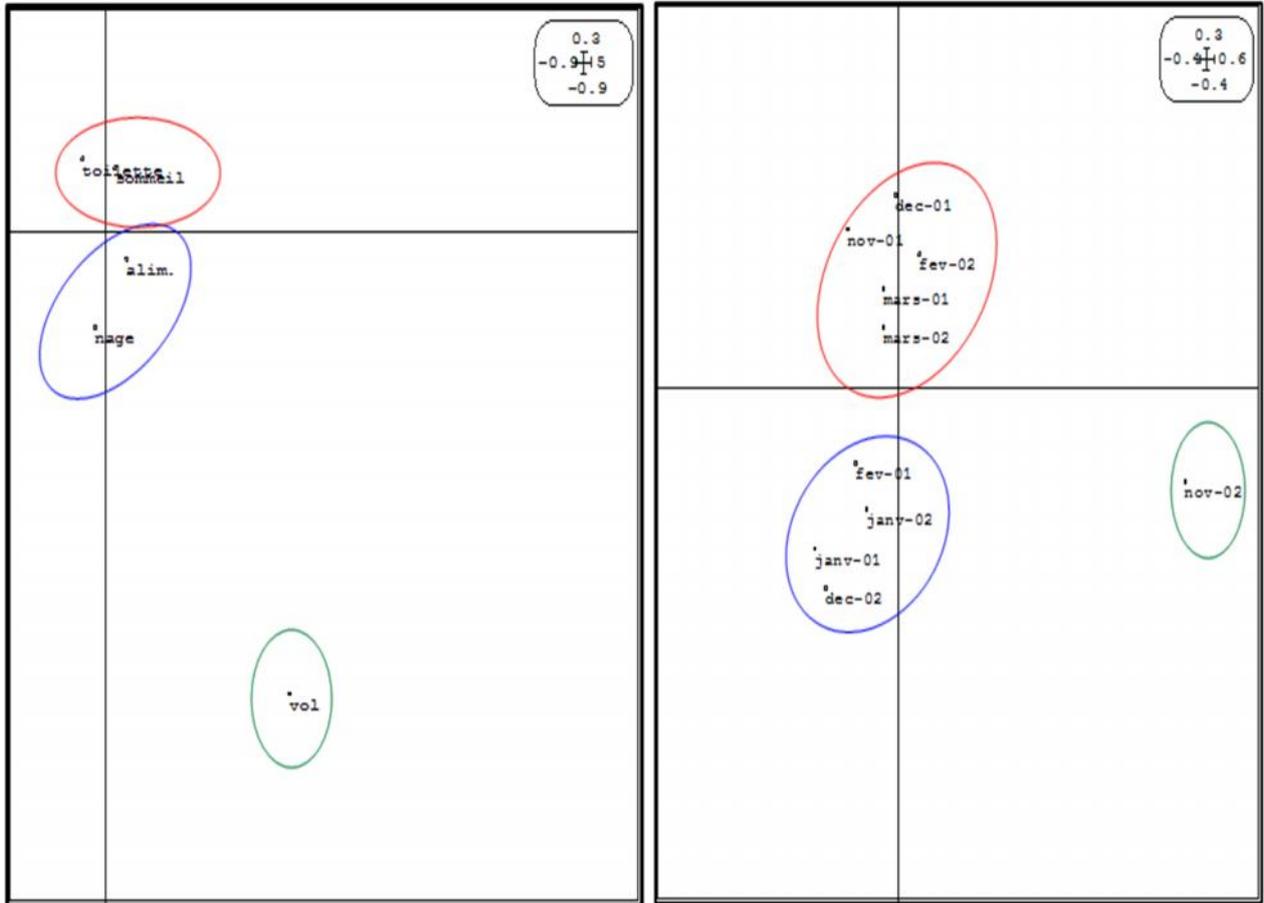
Le comportement alimentaire du Canard siffleur observé à garaet Hadj-Tahar, a été partagé seulement en deux modes : l'alimentation par le bec et l'alimentation par le basculement. L'alimentation par bec a pris la part du lion du temps consacré à l'alimentation, 93% contre 07 % de l'alimentation par basculement (**Fig.34**). Le Canard siffleur qui est un canard de surface est vraisemblablement dans l'impossibilité d'accéder aux herbiers aquatiques. Il ne peut alors s'alimenter qu'en surface (bec dans l'eau) à partir d'algues filamenteuses flottantes très abondantes dans ce site.

### **II.3. Analyse statistique multivariée des données (AFC) :**

L'analyse statistique multivariée effectuée sur les données du comportement hivernal des activités diurnes de cette espèce, expose les caractéristiques suivantes :

Le facteur 1 (Axe des cordonnés) oppose les activités primordiales (sommeil et alimentation) associés au vol aux autres activités de confort, et le facteur 2 (Axe des abscisses) oppose les deux activités primordiales, le sommeil et l'alimentation, la première est associée au toilettage et la seconde à la nage et au vol (**Fig.37**).

A noter que le sommeil domine de début et la fin de la saison d’hivernage (novembre et fin-mars) et l’alimentation caractérise le mois de janvier principalement (**Fig.37**).



**Figure 37** : Plan factoriel 1x2 de l’AFC des distributions des activités diurnes du Canard siffleur *Anas penelope* à garaet Hadj-Tahar (10 relevés x 5 activités) (2010-2013).



# CONCLUSION



## CONCLUSION

Dans la première partie du travail qui a été consacrée à l'étude de la qualité physicochimique et bactériologique de l'eau des principales zones humides du complexe Guerbes-Sanhadja en se basant sur la détermination de certains paramètres indicateurs de pollution. L'ensemble, des échantillons d'eau étudiés présentent une qualité passable à bonne avec une contamination minimale à l'exception de garaet Messaoussa et garaet Chichaya ces dernières sont marquées par la présence particulière des indicateurs de contamination fécale.

La bonne qualité des eaux de ces zones humides, éloignées de toutes sources de pollutions dangereuses à l'exception de quelques cas de rejets urbains ou de fumiers (zone agricole), rend ces plans d'eau un lieu propice attirant une avifaune aquatique très diversifiée surtout pendant la saison hivernale.

Pour la deuxième partie et afin de déterminer l'importance des zones humides du complexe de Guerbes-Sanhadja d'un point de vue écologique et étudier le rôle écologique de l'une des principales zones humides qui est garaet Hadj-Tahar on a suivi l'hivernage d'une des espèces de canard migrateur le Canard siffleur. Il en ressort, la garaet Hadj-Tahar joue un rôle important dans l'hivernage des canards de surfaces. Elle a accueilli durant ces dernières saisons d'hivernages (2010-2013) plus de 1000 individus de Canard siffleur. Cette espèce de canards de surface a fréquenté les lieux les plus profonds du site.

Concernant son comportement diurne dans ce plan d'eau, l'activité du sommeil suivie de la nage sont les activités dominantes, l'entretien du plumage est aussi importants chez cette espèce. L'alimentation est notée avec des taux faibles, naturellement c'est une activité nocturne, le vol n'a été cependant observé que très peu.

Enfin, les populations de siffleurs ont consacré la majorité de leur temps au sommeil, à la nage et au toilettage, traduisant que garaet Hadj-Tahar est un site de remise diurne pour cette espèce et sa présence démontre que c'est un signe d'un milieu adéquate.

En conclusion, nous pouvons dire, que ce soit pour les résultats de la détermination de la qualité du biotope ou bien pour les résultats de l'étude écologique d'un oiseau hivernant à ces milieux, nous constatant que le garaet Hadj-Tahar en particulier et le complexe des zones humides Guerbes-Sanhadja en général, sont des hydrosystèmes très propices et de qualité écologique moyenne à bonne. Ce qui permet à ces écosystèmes aquatiques d'accueillir une grande diversité d'afflux d'oiseaux d'eaux qui peuvent les accueillir à longueur d'années. Un plan de gestion adéquat s'impose pour essayer d'augmenter leurs capacités d'accueil et favorise l'installation de population nicheuses.



REFERENCES  
BIBLIOGRAPHIQUES



## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- **Aboukacem A., Chahlaoui A., Soulaymani A., Rhazi-filali F. et Benali D. (2007).** Etude comparative de la qualité bactériologique des eaux des oueds Boufekrane et Ouislane à la traversée de la ville de Meknès. *Rev. Microbiol. Ind. San et Environn.* (1). 10-22.
- **Althmann J. (1974).** Observational study of behavior: sampling methods. *Behaviour.* 4: 227-267.
- **Atoussi S. (2008).** Ecologie des canards plongeurs dans la Garaet Hadj Tahar (Ben Azouz, Skikda). Thèse de Magister. Univ. 08 Mai 1945. Guelma ( Algérie). 74p.
- **Azizi D. (2006).** Cours national de microbiologie des eaux et des aliments. Institut Pasteur d'Algérie.
- **Bagnouls F. et Gaussen H. (1957).** Les climats biologiques et leurs classifications. *Annales de Géographie.* France. Vol. 66. N° 355. pp 193-220.
- **Baldassare G. A., Paulus S. L., Tamisier A., et Titman R. D. (1988).** Workshop Summary: Techniques for Timing Activity of Wintering Waterfowl. *Waterfowl in Winter.* Minneapolis: Univ. of Minnesota Press.
- **Benderradji M.L. (2000).** Les milieux humides de l'extrême Nord-Est algérien de Guerbes aux confins algéro-tunisiens : *Eco géographie et aménagement.* Thèse d'Etat, Univ. Mentouri, Constantine (Algérie). 497p
- **Bensizerara D. (2014).** Ecologie des oiseaux de Sebket Djendi (Batna, Est algérien). Thèse de Doctorat. Univ. Mohamed KHIDHER –Biskra– (Algérie).160p
- **Berche P., Gaillard J-L., et Simouet M. (1988).** Bactériologie, les bactéries des infections humaines. Flammarion Médecine Sciences. France. 660 p.
- **Blondel J. (1975).** Analyse des peuplements d'oiseaux d'eau. Elément d'un diagnostic écologique. I : La méthode des échantillonnages fréquents progressifs (E.F.P). *Terre et Vie.* 29: 533-589.
- **Bou Saab H., Nassif N., El Samrani A.G., Daoud R., Samir, Medawar S., et Ouâini N. (2007).** Suivi de la qualité bactériologique des eaux de surface (rivière Nahr Ibrahim, Liban). *Revue des sciences de l'eau / Journal of Water Science,* vol. 20, n° 4, 2007, p. 341-352.

- **Boukrouma N. (2008).** Contribution à l'étude de la qualité microbiologique de l'eau d'un écosystème aquatique artificiel : Cas de la retenue collinaire de Ain- Fakroune (W. d'Oum-El-Bouaghi). Mémoire de magister, Université de Guelma. 63 p.
- **Boumezbeur A. (2001).** Atlas des zones humides algériennes d'importance internationale. 2ème édition ATLAS. 56p.
- **Boumezbeur A. (2000).** Atlas des zones humides algériennes. DGF. 68p.
- **Boumezbeur A. (2002).** Atlas des 26 zones humides algériennes d'importance internationale. DGF. 89p.
- **Bourgeois C.M. et Leveau J.Y. (1980).** Techniques d'Analyse et de contrôle dans les industries agro-alimentaire. APRIA. 331p.
- **Bouzegag A. (2008).** Inventaire et écologie de l'avifaune aquatique du Lac Ayata (Wilaya d'El-Oued). These de Magister . Univ. 08 Mai 1945. Guelma ( Algéri). 70p
- **Bricha S., Ounene K., Oulkheir S., El Haloui N. et Attarassi B. (2007).** Etude de la qualité physicochimique et bactériologique de la nappe phréatique M'nasra (Maroc). Afrique Sciences. (3). 391 – 404.
- **Campredon P. (1981).** Hivernage du Canard Siffleur *Anas penelope* L. en Camargue (France). Stationnement et activités. *Alauda* 49: 161-193 et 272-294.
- **Campredon P. (1982).** *Démographie et écologie du Canard Siffleur Anas penelope L. pendant son hivernage en France.* Thèse de doctorat. Univ. De montpellier. 163p.
- **Campredon P. (1984a).** Comportement alimentaire du Canard Siffleur (*Anas penelope* L.) en période hivernal. *Gibier Faune Sauvage*3: 5-19.
- **Campredon P. (1984b).** Régime alimentaire du Canard Siffleur pendant son hivernage en Camargue. *L'Oiseau* et RFO 54: 189-200.
- **Campredon P. (1991).** Canard siffleur in YEATMAN-BERTHELOT D. Atlas des oiseaux de France en hiver. Paris, *S.OF.*, 104-105.
- **Campredon P. (1983).** Sexe et âge ratios chez le Canard siffleur *Anas penelope* L., en période hivernale en Europe de l'ouest. *Revue d'écologie.* 37: 117-128.
- **Carbonelle D., Kouyoumdjian S., et Audurier A. (1988).** Bactériologie médicale techniques usuelles. *Méd. Mal. Inf.* France. 251 p.
- **Chessel D. et Doledec S. (1992).** ADE software. Multivariate analysis and graphical display for environmental data (version 4). Université de Lyon.

- **Chevalier P. et les membres du groupe scientifique sur l'eau de l'Institut national de santé de Québec (2003a).** Coliformes totaux. Fiches synthèse sur l'eau potable et la santé humaine. Institut national de santé de Québec. 1-4.
- **Chevalier P. et les membres du groupe scientifique sur l'eau de l'Institut national de santé de Québec (2003b).** Coliformes fécaux. Fiches synthèse sur l'eau potable et la santé humaine. Institut national de santé de Québec. 1-4.
- **Comité du Bassin Hydrographique de la Mauldre et ses Affluents (CBH) (2004).** Analyse des mesures physico-chimiques et hydrobiologiques du bassin versant du Lieutel. 1-117.
- **Conservation Des Forets De la W. De Skikda (2002).** Présentation du complexe de zones humides Sanhadja-Gerbes wilaya de Skikda. 40p.
- **Coulibaly K. (2005).** Etude de la qualité physico-chimique et bactériologique de l'eau des puits de certains quartiers du district de Bamako. Thèse pour obtenir le grade de Docteur en Pharmacie. Université de Bamako. 69p.
- **D.G.F. (2002).** Atlas des zones humides Algériennes d'importance internationale. 3ème Edition, III. 58p
- **D.G.F. (2004).** Atlas des zones humides Algériennes d'importance internationale. 4<sup>ème</sup> Edition. IV. 107p.
- **Dagnelie, P. (1975).** Analyse statistique à plusieurs variables. Les presses agronomiques de Gembloux. A.S.B.L. 362p.
- **Davoust P. (2009).** Contrôles de la qualité des eaux. EcoSocioSystèmes. <http://www.ecosociosystemes.fr>. Consultation le 18/02/2015.
- **Debieche T.H. (2002).** Evolution de la qualité des eaux (salinité, azote, les métaux lourds) sous l'effet de la pollution saline, agricole et industrielle. Application à la basse plaine de la Seybouse Nord –Est algérienne. Thèse de doctorat. Université de Constantine. 235p.
- **Delarras, C. 2007.** Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire. Lavoisier : Tec & Doc. Paris. 463 p.
- **Derwich E., Beziane Z., Benaabidate L., Belghyti D. (2008).** Evaluation de la qualité des eaux de surface des oueds Fès et Sebou utilisées en agriculture maraichère au Maroc. *Larhyss Journal*. (7). 59-77.
- **Didier C. (2002).** Canard siffleur *Anas penelope* - Eurasian Wigeon <http://www.oiseaux.net>. Consultation le 10/03/202015

- **Direction de l'environnement de Skikda (DES) (2013).** Document interne.
- **Direction Générale de la Santé (France) (DGS) (1999).** Recommandations relatives à la gestion du risque microbien lié à l'eau minérale dans les établissements thermaux. MES. (2). 1-25. édition, IV. 107p.
- **Dziri H. (2015).** Hivernage du canard colvert (*Anas platyrhynchos*) dans les zones humides du nord-est algérien. Thèse de Doctorat. Univ. Badji Mokhtar, Annaba (Algérie). 100p.
- **El Blidi S., Fekhaoui M., Serghini A. et El Abidi A. (2006).** Rizières de la plaine du Gharb (Maroc) : qualité des eaux superficielles et profondes. Bulletin de l'Institut Scientifique. (28). 55-60.
- **Euzéby J.P. (2008).** Abrégé de bactériologie générale et médicale à l'usage des étudiants de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse.  
<http://www.bacteriologie.net>. Consultation le 10/03/202015.
- **Falissard B. (1998).** Comprendre et utiliser les statistiques dans les sciences de la vie. *Masson*. 332p.
- **Fournier J.P. (2006).** Evaluation d'une technologie compacte de production d'eau potable. Mémoire présenté comme exigence partielle de la maîtrise en sciences de l'environnement. Université du Québec à Montréal. 1-92.
- **Galaf F. et Ghannam S. (2003).** Contribution à l'élaboration d'un manuel et d'un site web sur la pollution du milieu marin. Mémoire de troisième cycle présenté pour l'obtention du Diplôme d'Ingénieur d'Etat en Agronomie. Institut agronomique et Vétérinaire Hassan II. 22 p.
- **Guergazi S. et Achour S. (2005).** Caractéristiques physico-chimiques des eaux d'alimentation de la ville de Biskra : Pratique de la chloration. *Larhyss Journal*. (4). 119127.
- **Guetaf A. (2008).** Aspects chimiques de la Seybouse : Apports en azote et phosphore et matières organiques. Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de Magister, Université Badji Mokhtar, Annaba. 38p.
- **Guiraud J.P. (1998).** Microbiologie alimentaire. Dunod. 615p.
- **Haddad A. (2004).** Contribution à l'évaluation des pollutions microbiologique et chimique de la côte libanaise. Mémoire de Diplôme d'Etudes Approfondies (DEA). Université Libanaise. 51p.

- **Hagemeijer W.J.M. et Blair M.J. (1997).** The EBCC Atlas of European Breeding Birds: their Distribution and Abundance. Londres: T& A.D. Poyser. 903p.
- **Heinzel H, Fitter R et Parslow J. (2004).** Guide Heinzel des oiseaux d'Europe, d'Afrique du nord et du Moyen-orient. *Delechaux et Niestlé*. 384p.
- **Houhamdi M. (1998).** Ecologies du Lac des Oiseaux, Cartographie, Palynothèque et utilisation de l'espace par l'avifaune aquatique. Thèse de Magistère. 198p.
- **Houhamdi M. (2002).** Ecologie des peuplements aviens du Lac des Oiseaux (Numidie orientale). Thèse de Doctorat. Univ. Badji Mokhtar, Annaba (Algérie). 183p.
- **Houhamdi M., et Samraoui, B. (2003).** Diurnal behaviour of wintering Wigeon *Anas Penelope* at Lac des Oiseaux, North-east Algeria. *Wildfowl*.54: 51-62.
- **Jacobsen O.W. et Ugelvik M. (1994).** Grazing and vigilance behaviour of breeding Eurasian Wigeon *Anas penelope* in relation to distance from water. *Wildfowl* 45: 119-123.
- **Joleaud, L. 1936.** Etude géographique de la région de Bône et la Calle. Bull. Serv. Cart Géol de l'Algérie. 2 ème série stratigraphique. Description générale. 185p.
- **Kaidi A. (2005).** Identification biochimique des espèces d'entérobactéries.  
<http://www.Scribd.com>. Consultation le 15/03/2015.
- **Kauppinen J. (1993).** Densities and habitat distribution of breeding waterfowl in boreal lakes in Finland. *Finnish Game Research* 48: 24-45.
- **Kherifi W., et Kherici-Bousnoubra H. (2012).** Evolution saisonnière de la qualité microbiologique des eaux du lac mellah (Nord-est Algérien). *Larhyss Journal*, ISSN, 11123680, n° 11, Novembre, pp. 109-118.
- **Labres E. et Mouffok F. (2008).** Les cours national d'hygiène et de microbiologie des eaux de boisson. Manuel des travaux pratiques des eaux. Institut Pasteur d'Algérie. Algérie.53 p.
- **Lacaille S. (2005).** Microbiologie.  
<http://www.io-one.fr/rap/microbiologie>. Consultation 15/02/2015.
- **Lamotte J., et Bourlière A. (1969).** Problèmes d'écologie: l'échantillonnage des peuplements animaux des milieux terrestres. Masson. 151p.
- **Lebres E. (2004a).** Entérocoques et Streptocoques. Institut Pasteur d'Algérie. Documentation interne.
- **Lebres E. (2004b).** Les *Salmonella*. Institut Pasteur d'Algérie. Documentation interne.

- **Lebres E. (2004c)**. Identification biochimique des micro-organismes, Institut Pasteur d'Algérie. Documentation interne.
- **Lebres E., Azizi D. et Boudjellab B. (2006)**. Cours d'Hygiène et de Microbiologie des Eaux : Microbiologie des eaux et des boissons, Institut Pasteur d'Algérie. Documentation interne.
- **Lebres E., Azizi D., Hamza A., Taleb F. et Taouchichet B. (2002)**. Cours national d'hygiène et de microbiologie des aliments microbiologie des eaux, des boissons et des produits de la mer. Institut Pasteur d'Algérie. Documentation interne.
- **Lightfoot N.F. (2002)**. Analyses microbiologiques des aliments et de l'eau. Directive pour l'assurance qualité. France. 387 p.
- **Mamadou L.N. (2005)**. Impacts des eaux usées sur l'évolution chimique et microbiologique des sols : étude de cas à Pikine (Dakar-Sénégal). Diplôme d'étude supérieure en sciences naturel de l'environnement. 120p.
- **Mayhew P.W. et Houston D.C. (1999)**. The effects of winter and early spring grazing by Wigeon *Anas penelope* on their food supply. *Ibis* 141: 80-84.
- **Mazieres J., Richard B. et Mazieres S. (1980)**. Une méthode de recherche rapide des coliformes fécaux dans les eaux de mer et les coquillages. *Rtv. Tcav. Inst. Pêches marit.* (3). 289-293.
- **Merzoug S. (2015)**. Structure du Fuligule nyroca *Aythya nyroca* dans les zones humides du littoral Est de l'Algérie : Statut et description des habitats. Thèse de Doctorat. Univ. Mouloud Mammeri, Tizi-Ouzou (Algérie). 1140p.
- **Metallaoui S et Merzoug A. (2009)**. Observation hivernale de la Nette rousse *Netta rufina* près de Skikda (Algérie). *Alauda* 77(1), 2009.
- **Metallaoui S. et Houhamdi, M. (2008)**. Données préliminaires sur l'avifaune aquatique de la Garaet Hadj Tahar (Skikda, Nord Est algérien). *Afri. Birdclub. Bull.* 15(1): 71-76.
- **Metallaoui S. (2010)**. Écologie de l'avifaune aquatique de Garaet Hadj- Tahar (Numidie occidentale). Thèse de Doctorat. Univ. Badji Mokhtar, Annaba (Algérie). 120p.
- **Metallaoui S. et Houhamdi M. (2010)**. Biodiversité et écologie de l'avifaune aquatique hivernante dans Garaet Hadj-Tahar (Skikda, Nord-Est de l'Algérie). *Hydroécologie. Appliqué.* 17: 1–16.

- **Metallaoui S., Atoussi S., Merzoug A., et Houhamdi M. (2009).** Hivernage de l'Érismature à tête blanche (*Oxyura leucocephala*) dans Garaet Hadj-Tahar (Skikda, Nord-Est de l'Algérie). *Aves* 46/3 : 136-140.
- **Moussa Moumouni Djermakoye H. (2005).** Caractéristiques physico-chimiques, bactériologiques et impact sur les eaux de surface et les eaux souterraines. Thèse pour l'obtention du grade Docteur, Université de Bamako. 135p.
- **MRE (2009).** Synthèse sur la situation de l'assainissement et évaluation des besoins en station de traitement et d'épuration en vue de protéger les ressources en eau. Séminaire sur le secteur de l'eau en Algérie. Ministère des Ressources en eau. 11p.
- **Ministère de la Santé nationale et du Bien-être social (1977).** Microbiological quality of drinking water. Direction de l'hygiène du milieu. Publication 77-EHD-2.
- **Nouidjem Y. (2008).** Ecologie des oiseaux d'eau du Lac de Oued khrouf (Vallée de Oued Righ, Sahara Algérien). Thèse de Magister. Univ. 08 Mai 1945. Guelma (Algérie). 75p.
- **Ozenda P. (1982).** Les végétaux dans la biosphère. Doin. Ed: Paris, 431p.
- **Pechère J.C., Acar J., Grenier B., et Nihoul E. (1982).** Reconnaître, comprendre et traiter les infections. 4ème édition. Edisem ST-Hyacinthe. Québec. Canada. 509 p.
- **Pilet C., Bourdon J.L., Toma B., Marchal N., Balbastre C., et Person J. M. (1987).** Bactériologie médicale et vétérinaire. Systématique bactérienne. Doin. France. 371 p.
- **Protais J., Nagard B., Boscher E., Queguiner S., Beaumont C., Salvat G. (2003).** Evolution d'une contamination par salmonella enteritidis chez deux lignées de poules vaccinées en période d'élevage. Cinquièmes Journées de la Recherche Avicole. *Cneva*. 1-4.
- **Rajonson J., Rasolofonirina N., Ratoaveloson J., Ravaonindriana N. (1992).** Qualité des eaux. *ELOUARD*. (4). 135-166.
- **Réfea (2000).** Analyses de l'eau : Présentation générale. <http://www.oieau.fr>. Consultation le 18/04/2015.
- **Rejsek F. (2002).** *Analyse des eaux : techniques et aspects réglementaires*. Ed. Scérén CRDP Aquitaine. 358p.
- **Rodier J., Bazin C., Broutin J.P., Chambon P., Champsaur H. et Rodi L. (1996).** L'analyse de l'eau: Eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer. 8ème édition. Dunod. Paris. 1383 p.

- **Rodier J., Legube B., Merlet N. et coll. (2009).** L'Analyse de l'eau. 9<sup>ème</sup> édition. Dunod. Paris. 1579 p.
- **Rodier J. (1984).** L'analyse de l'eau. Dunod éditeur. 1365p.
- **Rodier J., Legube B., Marlet N., et coll., (2012).** L'analyse de l'eau. 9<sup>ème</sup> édition. Dunod. Paris. 1008p.
- **Rosellwa (2008).** Le Canard-siffleur. Cahiers d'Habitat « Oiseaux »-MEEDDAT- MNHN – Fiche projet. 1-4.
- **Roux (2003).** TP de microbiologie : Analyses de l'eau. Novello Célia. (3). 1-9.
- **Samraoui, B. et De Belair, G. (1997).** The Guerbes-Sanhadja wetlands: part I. Overview. *Ecologie*. 28: 233-250.
- **Samraoui B. et de Belair G. (1998).** Les zones humides de la Numidie orientale: Bilan des connaissances et perspectives de gestion. Synthèse (Numéro spécial) N°4. 90p.
- **Sayad L. (2008).** Qualité physicochimique et bactériologie des eaux de l'écosystème lacustre Lac des Oiseaux (wilaya de Taraf). Mémoire de Magister. Univ. Badji Mokhtar Annaba. (Algérie). 125 p.
- **Sutherland W.J. et Allport G.A. (1994).** A spatial depletion model of the interaction between bean geese and wigeon with the consequences for habitat management. *Journal of Animal Ecology* 63: 51-59.
- **Tamara G.A. (2006).** Etude de la dynamique des *Escherichia coli* dans les rivières du bassin de la Seine. Thèse présentée pour l'obtention du diplôme de Docteur en Sciences. U. L. B., E. S.A. 173p.
- **Tandia C.T. (2007).** Contrôle et suivi de la qualité des eaux usées. Protocole de détermination des paramètres physico-chimiques et bactériologiques. CREPA. (3). 1-52.
- **Thomas J.P. (1975).** Ecologie et dynamisme de la végétation des dunes littorales et des terrasses sableuses quaternaires de Jijel à El-Kala. Thèse Doctorat Univ. des Sciences et Techniques du Languedoc. 189p.
- **Toubal O. (1986).** Phytoécologie, biogéographie et dynamique des principaux groupements végétaux du massif de l'Edough (Algérie Nord orientale). Cartographie au 1/25 000<sup>ème</sup>, U.S.T.M. Doctorat 3<sup>ème</sup> cycle Univ. Grenoble (France), 111p.
- **Wikipédia L'encyclopédie Libre (2009).** Streptocoque.  
[http:// www.wikipidia.org.fr](http://www.wikipidia.org.fr). Consultation le 15/02/2015.



# ANNEXES



## Check-list 1. de la flore de Garaet Hadj Tahar.

<b>1</b>	<b>Poacées</b>	<b>6</b>	<b>Gentianacées</b>
1	<i>Hordeum murinum</i>	1	<i>Blackstonia perfoliata</i>
2	<i>Aegilops triuncialis</i>	2	<i>Centaureum umbellatum</i>
3	<i>Agropyron repens</i>	<b>7</b>	<b>Polygonacées</b>
4	<i>Briza maxima</i>	1	<i>Polygonum amphibium</i>
5	<i>Briza media</i>	2	<i>Polygonum aviculare</i>
6	<i>Briza minima</i>	3	<i>Polygonum salicifolium</i>
7	<i>Cynodon dactylon</i>	4	<i>Polygonum senegalense</i>
8	<i>Oryzopsis miliacea</i>	5	<i>Polygonum sp</i>
9	<i>Oryzopsis sp</i>	6	<i>Rumex bucephalophorus</i>
10	<i>Phalaris caerulea</i> Desf.	7	<i>Rumex conglomeratus</i>
11	<i>Phalaris sp</i>	8	<i>Rumex pulcher</i>
12	<i>Phragmites australis</i>	9	<i>Rumex sp</i>
13	<i>Poa annua</i>	<b>8</b>	<b>Alismatacées</b>
14	<i>Sisymbrium altissimum</i>	1	<i>Alisma plantago aquatica</i>
15	<i>Vulpia ligustica</i>	<b>9</b>	<b>Labiées</b>
<b>2</b>	<b>Ranunculacées</b>	1	<i>Mentha aquatica</i>
1	<i>Ranunculus acris</i>	2	<i>Mentha pulegium</i>
2	<i>Ranunculus aquatica</i>	3	<i>Mentha rotundifolia</i>
3	<i>Ranunculus baudotii</i>	<b>10</b>	<b>Juncacées</b>
4	<i>Ranunculus bulbocodium</i>	1	<i>Juncus acutiflorus</i>
5	<i>Ranunculus ophioglossifolius</i>	2	<i>Juncus acutus</i>
6	<i>Ranunculus sardous</i>	3	<i>Juncus anceps</i>
7	<i>Ranunculus sceleratus</i>	4	<i>Juncus conglomeratus</i>
8	<i>Renonculus baudotii</i>	5	<i>Juncus heterophyllus</i>
<b>3</b>	<b>Cyperacées</b>	6	<i>Juncus subnodulosus</i>
1	<i>Carex muricata</i>	<b>11</b>	<b>Primulacées</b>
2	<i>Carex sp</i>	1	<i>Anagallis arvensis</i>
3	<i>Carex vulpina</i>	2	<i>Anagallis arvensis ssp phoenicea</i>
4	<i>Carex divisa</i>	3	<i>Anagallis arvensis ssp platyphylla</i>
5	<i>Carex flaca</i>	4	<i>Anagallis monolei</i>
6	<i>Carex flacca</i>	<b>12</b>	<b>Plantaginacées</b>
7	<i>Carex muricata</i>	1	<i>Plantago coronopus</i>
8	<i>Scirpus holoschoenus</i>	2	<i>Plantago lanceolata</i>
9	<i>Scirpus lacustris</i>	3	<i>Plantago major</i>
10	<i>Scirpus maritimus</i>	<b>13</b>	<b>Lytracées</b>
11	<i>Scirpus sp</i>	1	<i>Lythrum junceum</i>
<b>4</b>	<b>Rosacées</b>	<b>14</b>	<b>Géraniacées</b>
1	<i>Crataegus mongena</i>	1	<i>Erodium aethiopicum</i>
2	<i>Crataegus monogyna</i>	2	<i>Erodium hirtum</i>
3	<i>Potentilla asinaria</i>	3	<i>Erodium moschatum</i>
4	<i>Potentilla reptans</i>	4	<i>Erodium sp</i>
5	<i>Rosa canina</i>	<b>15</b>	<b>Smilacacées</b>
6	<i>Rosa sempervirens</i>	1	<i>Smilax aspera</i>
7	<i>Rubus fruticosus</i>	<b>16</b>	<b>Typhacées</b>
8	<i>Rubus ulmifolius</i>	1	<i>Typha angustifolia</i>
<b>5</b>	<b>Liliacées</b>	<b>17</b>	<b>Dipsacacées</b>
1	<i>Allium triquetrum</i>	1	<i>Dipsacus sylvestris</i>
2	<i>Asparagus acutifolius</i>	<b>18</b>	<b>Scrophulariacées</b>
3	<i>Asparagus albus</i>	1	<i>Bellardia trixago</i>
4	<i>Ornithogallum arabicum</i>	2	<i>Linaria reflexa</i>
5	<i>Scilla autumnalis</i>	3	<i>Scrophularia sp</i>
6	<i>Scilla maritima</i>	4	<i>Verbascum atlanticum</i>
7	<i>Urginea maritima</i>		

<b>19</b>	<b>Caryophyllacées</b>	<b>10</b>	<i>Echinops strigosus</i>
1	<i>Paronychia argentea</i>	<b>11</b>	<i>Evax pygmaea</i>
2	<i>Silene colorata</i>	<b>12</b>	<i>Galactites tomentosa</i>
3	<i>Silene gallica</i>	<b>13</b>	<i>Inula viscosa</i>
<b>20</b>	<b>Asphodelacées</b>	<b>14</b>	<i>Picris echioides</i>
1	<i>Asphodelus aestivus</i>	<b>15</b>	<i>Scolymus hispanicus</i>
2	<i>Asphodellus microcarpus</i>	<b>16</b>	<i>Sonchus asper</i>
<b>21</b>	<b>Boraginacées</b>	<b>17</b>	<i>Sonchus oleraceus</i>
1	<i>Cerintho major</i>	<b>18</b>	<i>Taraxacum dens-leonis</i>
2	<i>Cynoglossum cheirifolium</i>	<b>33</b>	<b>Fabacées</b>
3	<i>Echium australe</i>	1	<i>Ononis natrix</i>
4	<i>Echium vulgare</i>	2	<i>Trifolium pteris</i>
<b>22</b>	<b>Myrtacées</b>	3	<i>Trifolium repens</i>
1	<i>Myrtus communis</i>	4	<i>Trifolium sp</i>
<b>23</b>	<b>Ulmacées</b>	5	<i>Vicia villosa</i>
1	<i>Ulmus campestris</i>	<b>34</b>	<b>Iridacées</b>
<b>24</b>	<b>Convolvulacées</b>	1	<i>Gladiolus segetum</i>
1	<i>Convolvulus althaeoides</i>	2	<i>Iris pseudoacaurus</i>
2	<i>Convolvulus arvensis</i>	3	<i>Iris sisyrynchium</i>
<b>25</b>	<b>Anacardiaceae</b>	<b>35</b>	<b>Nymphacées</b>
1	<i>Pistacia lentiscus</i>	1	<i>Nymphaea alba</i>
<b>26</b>	<b>Fagacées</b>	<b>36</b>	<b>Cacatacées</b>
1	<i>Quercus suber</i>	1	<i>Opuntia ficus -indica</i>
2	<i>Quercus coccifera</i>	<b>37</b>	<b>Liliacées</b>
<b>27</b>	<b>Thymelacées</b>	1	<i>Uriginea maritima</i>
1	<i>Daphne gnidium</i>	<b>38</b>	<b>Apiacées</b>
<b>28</b>	<b>Fabacées</b>	1	<i>Daucus carota ssp maximus</i>
1	<i>Acacia horrida</i>	2	<i>Eryngium tricuspdatum</i>
2	<i>Calycotome spinosa</i>	3	<i>Eryngium dichtonum</i>
3	<i>Calycotome villosa</i>	<b>39</b>	<b>Callitrichacées</b>
4	<i>Lathyrus sp</i>	1	<i>Callitriche palustris ssp stagnalis</i>
5	<i>Lotus hispidus</i>	<b>40</b>	<b>Chenopodiaceae</b>
6	<i>Trifolium pratense L.</i>	1	<i>Chenopodium album L.</i>
<b>29</b>	<b>Euphorbiacées</b>	2	<i>Beta macrocarpa</i>
1	<i>Euphorbia helioscopia</i>	3	<i>Chenopodium ambrosioides</i>
2	<i>Euphorbia pubescens</i>	<b>41</b>	<b>Brassicacées</b>
3	<i>Mercurialis annua</i>	1	<i>Capsella bursa pasteuris</i>
<b>30</b>	<b>Cystacées</b>	2	<i>Raphanus raphanistrum</i>
1	<i>Helianthemum sp</i>	<b>42</b>	<b>Lamiacées</b>
<b>31</b>	<b>Rubiaceae</b>	1	<i>Lamium sp</i>
1	<i>Galium aparine</i>	<b>43</b>	<b>Oleacées</b>
2	<i>Galium palustre</i>	1	<i>Fraxinus angustifolia</i>
3	<i>Gallium sp (tricorne)</i>	2	<i>Olea europaea</i>
4	<i>Rubia fruticosa</i>	3	<i>Phillyrea angustifolia</i>
5	<i>Rubia peregrina</i>	<b>44</b>	<b>Orchidacées</b>
6	<i>Rubia tinctorium</i>	1	<i>Serapias (lingua)</i>
7	<i>Sherardia arvensis</i>	<b>45</b>	<b>Malvacées</b>
<b>32</b>	<b>Asteracées</b>	1	<i>Malva hispanica</i>
1	<i>Anthemis monilicostata</i>	2	<i>Lavatera trimestris</i>
2	<i>Bellis annua</i>	<b>46</b>	<b>Lamiacées</b>
3	<i>Bellis sylvestris</i>	1	<i>Lamium amplexicaule</i>
4	<i>Carduus duriaei</i>	2	<i>Lamium bifidum</i>
5	<i>Carduus nutans</i>	<b>47</b>	<b>Lemnaceae</b>
6	<i>Centaurea napifolia</i>	1	<i>Lemna gibba</i>
7	<i>Cichorium intybus</i>	<b>48</b>	<b>Polypodiaceae</b>
8	<i>Cotula sp</i>	1	<i>Pteris aquilina</i>
9	<i>Echinops spinosus</i>		

<b>49</b>	<b>Fumariacées</b>
1	<i>Fumaria capreolata</i>
<b>50</b>	<b>Valerianacées</b>
1	<i>Fedia sp</i>
<b>51</b>	<b>Campanulacées</b>
1	<i>Campanula dichotoma</i>
2	<i>Laurentia bicolor</i>
<b>52</b>	<b>Aracées</b>
1	<i>Arum italicum</i>
2	<i>Arum Ssp</i>
<b>53</b>	<b>Urticacées</b>
1	<i>Urtica dioïca</i>
<b>54</b>	<b>Solanacées</b>
1	<i>Solanum nigrum</i>
<b>55</b>	<b>Papaveracées</b>
1	<i>Papaver rhoeas</i>
<b>56</b>	<b>Clusiacées</b>
1	<i>Hypericum perforatum</i>
<b>57</b>	<b>Orobanchacées</b>
1	<i>Orobanche sp</i>
<b>58</b>	<b>Salicacées</b>
1	<i>Populus alba</i>
2	<i>Salix alba</i>
<b>59</b>	<b>Cupressacées</b>
1	<i>Cupressus sempervirens</i>
<b>60</b>	<b>Verbenacées</b>
1	<i>Verbena officinalis</i>
<b>61</b>	<b>Equisetacées</b>
1	<i>Equisetum arvense</i>
<b>62</b>	<b>Linacées</b>
1	<i>Linum usitatissimum</i>

Inventaire réalisé par Metallaoui S., Merzoug A. Houhamdi M. et Chefrour A.

**Check-list 2 : Avifaune aquatique recensé à Garaet Hadj-Tahar (Metallaoui et Houhamdi, 2008)**

<b>1. Famille des Alcédinidés</b>	
1.2 Martin pêcheur d'Europe <i>Alcedo atthis</i>	
<b>2. Famille des Anatidés</b>	
2.1 Canard Colvert <i>Anas platyrhynchos</i>	2.7 Canard Souchet <i>Anas clypeata</i>
2.2 Canard Chipeau <i>Anas strepera</i>	2.8 Sarcelle d'été <i>Anas querquedula</i>
2.3 Canard Siffleur <i>Anas penelope</i>	2.9 Fuligule Morillon <i>Aythya fuligula</i>
2.4 Sarcelle d'hiver <i>Anas crecca</i>	2.10 Fuligule Milouin <i>Aythya ferina</i>
2.5 Canard Pilet <i>Anas acuta</i>	2.11 Fuligule Nyroca <i>Aythya nyroca</i>
2.6 Sarcelle marbrée <i>Marmaronetta angustirostris</i>	2.12 Erismature à tête blanche <i>Oxyura leucocephala</i>
<b>3. Famille des Ardéidés</b>	
3.1 Crabier chevelu <i>Ardeola ralloides</i>	3.4 Grande Aigrette <i>Egretta alba</i>
3.2 Bihoreau gris <i>Nycticorax nycticorax</i>	3.5 Aigrette garzette <i>Egretta garzetta</i>
3.3 Héron garde-bœufs <i>Bubulcus ibis</i>	3.6 Héron cendré <i>Ardea cinerea</i>
<b>4. Famille des Charadriidés</b>	
4.1 Grand Gravelot <i>Charadrius hiaticula</i>	4.4 Pluvier argenté <i>Pluvialis squatarola</i>
4.2 Petit Gravelot <i>Charadrius dubius</i>	4.5 Vanneau huppé <i>Vanellus vanellus</i>
4.3 Gravelot à collier interrompu <i>Charadrius alexandrinus</i>	
<b>5. Famille des Ciconiidés</b>	
5.1 Cigogne blanche <i>Ciconia ciconia</i>	
<b>6. Famille des Accipitridés</b>	
6.1 Balbuzard pêcheur <i>Pandion haliaetus</i>	6.2 Busard des roseaux <i>Circus aeruginosus</i>
<b>7. Famille des Laridés</b>	
7.1 Goéland leucophé <i>Larus michahellis</i>	7.2 Mouette rieuse <i>Larus ridibundus</i>
<b>8. Famille des Phalacrocoracidés</b>	

8.1. Grand Cormoran <i>Phalacrocorax carbo</i>	
<b>9. Famille des Phoenicoptéridés</b>	
9.1 Flamant rose <i>Phénicoptérus ruber</i>	
<b>10. Famille des Podicipédidés</b>	
10.1. Grèbe à cou noir <i>Podiceps nigricollis</i>	10.3. Grèbe castagneux <i>Tachybaptus ruficollis</i>
10.2. Grèbe huppé <i>Podiceps cristatus</i>	
<b>11. Famille des Rallidés</b>	
11.1 Râle d'eau <i>Rallus aquaticus</i>	11.3 Talève sultane <i>Porphyrio porphyrio</i>
11.2 Gallinule poule-d'eau <i>Gallinula chloropus</i>	11.4 Foulque macroule <i>Fulica atra</i>
<b>12. Famille des Recurvirostridés</b>	
12.1 Echasse blanche <i>Himantopus himantopus</i>	12.2 Avocette élégante <i>Recurvirostra avosetta</i>
<b>13. Famille des Scolopacidés</b>	
13.1. Bécasseau cocorli <i>Calidris ferruginea</i>	13.7. Chevalier arlequin <i>Tringa erythropus</i>
13.2. Bécasseau variable <i>C. alpina</i>	13.8. Chevalier gambette <i>T. totanus</i>
13.3. Bécasseau minute <i>C. minuta</i>	13.9. Chevalier stagnatile <i>T. stagnatilis</i>
13.4. Combattant varié <i>Philomachus pugnax</i>	13.10. Chevalier aboyeur <i>T. nebularia</i>
13.5. Bécassine des marais <i>Gallinago gallinago</i>	13.11. Chevalier sylvain <i>T. glareola</i>
13.6. Barge à queue noire <i>Limosa limosa</i>	
<b>14. Famille des Sternidés</b>	
14.1 Guifette moustac <i>Chidonias hybridus</i>	
<b>15. Famille des Threskiornithidés</b>	
15.1. Ibis falcinelle <i>Plegadis falcinellus</i>	

Table de Mac Grady

3 tubes par dilution					
Nombre caractéristique	Nombre de cellules	Nombre caractéristique	Nombre de cellules	Nombre caractéristique	Nombre de cellules
000	0.0	201	1.4	302	6.5
001	0.3	202	2.0	310	4.5
010	0.3	210	1.5	311	7.5
011	0.6	211	2.0	312	11.5
020	0.6	212	3.0	313	16.0
100	0.4	220	2.0	320	9.5
101	0.7	221	3.0	321	15.0
102	1.1	222	3.5	322	20.0
110	0.7	223	4.0	323	30.0
111	1.1	230	3.0	330	25.0
120	1.1	231	3.5	331	45.0
121	1.5	232	4.0	332	110.0
130	1.6	300	2.5	333	140.0
200	0.9	301	4.0		

Tableau lecture d'une galerie API 20 E

Tests*	Réactions	Composants	Ajout de réactifs	Résultats	
				Négatif	Positif
<b>ONPG</b>	Bêta-galactosidase	2-nitrophényl- bêta Dgalactopyranosi de	Non	Incolore	Jaune
<b>ADH</b>	Arginine dihydrolase	L-arginine	Non	Jaune	Orange ou rouge
<b>LDC</b>	Lysine décarboxylase	L-lysine	Non	Jaune	Orange ou rouge
<b>ODC</b>	Ornithine décarboxylase	L-ornithine	Non	Jaune	Orange ou rouge
<b>CIT</b>	Assimilation du citrate	Citrate trisodique	Non	Vert pâle ou jaune	Bleu-vert ou bleu
<b>H2S</b>	Thiosulfate réductase	Thiosulfate de sodium	Non	Incolore ou grisâtre	Dépôt noir
<b>URE</b>	Uréase	Urée	Non	Jaune	Orange ou rouge violacé
<b>TDA</b>	Tryptophane désaminase	L-tryptophane	TDA	Jaune	marron ou brun foncé
<b>IND</b>	Production d'indole	L-tryptophane	Kowacks	Incolore ou jaune	Rose ou rouge
<b>VP</b>	Production d'acétoïne	Pyruvate de sodium	VP1.VP2	Incolore	Rose ou rouge
<b>GEL</b>	Gélatinase	Gélatine de boeuf	Non	Non diffusion du charbon	Diffusion du charbon
<b>GLU</b>	Glucose	D-glucose	Non	Bleu ou bleu vert	Jaune
<b>MAN</b>	Mannitol	D-mannitol	Non	Bleu ou bleu vert	Jaune
<b>INO</b>	Inositol	Inositol	Non	Bleu ou bleu vert	Jaune

(\*) Pour les tests dont les sigles sont écrits en lettres noires seul le tube doit êtreensemencé, pour les tests dont les sigles sont écrits en lettres rouges le tube et la cupule doivent êtreensemencés et pour les tests dont les sigles sont écrits en lettres bleues seul le tube doit êtreensemencé. Après ensemencement, la cupule doit être remplie d'huile de paraffine.

Sur la fiche de résultats, les tests sont séparés par groupe de trois (chaque groupe de trois tests est séparé du groupe voisin par un trait vertical). Chaque test donnant une réaction négative prend la valeur 0.

Lorsqu'un test est positif, il prend la valeur 1, 2 ou 4 selon sa position au sein d'un groupe de trois : si le premier test d'un groupe de trois est positif il est noté 1, si le deuxième test est positif il est noté 2 et si le dernier test d'un groupe de trois est positif il est noté 4.

Le 21ème test mentionné sur la fiche de résultat (OX), correspond à l'oxydase (test réalisé avant l'ensemencement de la galerie).

Pour chaque groupe de trois, additionner les chiffres correspondants. On obtient un nombre à sept chiffres qui constitue le profil numérique de la souche étudiée.

La recherche du profil numérique dans le "Catalogue analytique" commercialisé par le fabricant permet d'identifier la bactérie.

Si le profil à sept chiffres ne permet pas une identification, il convient de noter les résultats obtenus pour les tests réduction des nitrates en nitrites (NO<sub>2</sub>), réduction des nitrates en azote (N<sub>2</sub>), mobilité (MOB), croissance sur gélose de Mac-Cankey (McC), oxydation du glucose (OF-O), fermentation du glucose (OF-F). On obtient alors un profil numérique à neuf chiffres plus discriminant que le précédent (**Euzéby, 2008**).

## الملخص

تتميز النوميديا الجزائرية في الجزء الشمال الشرقي بغناها باكثر من عشرون مسطحة مائية عذبة اغلبها معشوشب و محشورة داخل مناطق غابية. كما يتميز بعضها بحماية قانونية دولية (موقع رامسار).

تتميز كذلك هذه المناطق بغناها الوافر من حيث الاعشاب المائية، هذه الاخير تجلب طيوراً مائية جد متنوعة على رأسها البطيات ( مثل ، البط العائم -البط الصواي- و البط الغطاس...).

البط الصواي، هو من البط العائم الذي لم يحظى الا بدراسات قليلة في شمال افريقيا. دراسته الايكولوجية، انتشاره الزماني و المكاني و كذا حركيته تبقى غير معروفة في كل منطقة البحر المتوسط.

في هذا العمل تطرقنا من جهة الى تحديد الحالة الصحية و خصائص اهم الاوساط البيئية المائية التابعة لمجمع قرباز سنهاجا في الجزء الشمالي الشرقي للجزائر ، و من جهة اخرى تطرقنا بالدراسة الايكولوجية للبط الصواي في هذه الانظمة البيئية المائية.

في ما يخص النتائج المسجلة و بالنسبة للجزء الاول، كل عينات المياه التي قمنا بفحصها و تحليلها اظهرت نتائج من مقبولة الى حسنة مع تسجيل حالات من التلوث الجزئي، عدا المسطحان المائيان قرعة المسوسة و قرعة شيشايا اين لاحظنا تواجد لنسب مرتفعة من الجراثيم خاصة البرازية منها. اما فيما يخص الجزء الثاني، و بالتحديد في قرعة الحاج الطاهر لاحظنا ان هذه المسطحة المائية كانت وجهة لاكثر من 700 فرد من البط الصواي خلال فترة التشتية 2013/2012، كما ان تمركز افراد هذا البط كان في المناطق الاكثر عمقا، كما سجلنا فيما يخص النشاطات اليومية للبط الصواي ان سلوك النورم و السباحة هما النشاطان السائدان ، في حين ان نشاط الاكل و تسوية الريش كانا بنسب ضئيلة ، اما نشاط التلقيق فتميز بنسبة جد ضئيلة.

**الكلمات المفاتيح :** المناطق الرطبة، قرعة الحاج الطاهر، البط الصواي، دراسة ايكولوجية، دراسة فيزيوكيميائية و ميكروبيولوجية للمياه. الجزائر.

**Abstract**

Algerian Numidia (north-east of Algeria) is composed of about twenty fresh water bodies, the majority of which are marshy and landlocked in forest areas, some (Lake Tonga, Garaet Hadj-Tahar...) enjoying legal protection (Ramsar site). They present a luxuriant richness in aquatic grassland and attract a much diversified aquatic avifauna composed mainly of the *Anatidae* (dabbling ducks and diving ducks), the *Ardeidae*, the *Podicipedidae*, the *Scolopacidae* and the *Charadriidae*.

Wigeon *Anas penelope* is a dabbling duck very little studied in North Africa. Its ecology, its spatio-temporal distribution, and its dynamics are still poorly documented throughout this region of the Mediterranean basin.

In this work we have determined the quality of the biotope of the main water bodies of the Guerbes-Sanhadja Northeast Algerian complex and, on the other hand, study the ecology of the whistling duck in hydro-systems. For the first part, we noted that all the samples of water studied showed a good to good quality with minimal contamination except for Garaet Messaoussa and Garaet Chichaya, the latter being noted by the presence of germs, in Indicators of fecal contamination. For the second part, we studied the ecology of this species in hydrosystems of the North-East of Algeria, or we noted that Garaet Hadj-Tahar hosted during the wintering season (2012/2013) more than 700 individuals. This species occupies the deepest sites of the study site. We also noted that sleeping (35%) and swimming (38 %) are the dominant activities, feeding (6%) and preening (20 %) are also observed with low rates and flying is very low (1%).

**Key words:** Wetlands, Garaet Hadj-Tahar, Wigeon, ecological study, daytime behavior, water physicochemical and microbiological studies, Algeria

## RESUME

La Numidie algérienne (Nord-est de l'Algérie) est composée d'une vingtaine de plans d'eau douce dont la majorité est marécageux et enclavée dans des zones forestières, certaines (Lac Tonga, garaet Hadj-Tahar....) jouissent d'une protection légale (site Ramsar). Ils présentent une richesse luxuriante en herbier aquatique et attire une avifaune aquatique très diversifiée composée principalement des Anatidés (canards de surface et canards plongeurs), des Ardéidés, des Podicipédidés, des Scolopacidés et des Charadriidés.

Le Canard siffleur *Anas penelope* est un canard de surface très peu étudié en Afrique du Nord. Son écologie, sa distribution spatio-temporelle et sa dynamique restent encore peu documentés dans toute cette région du bassin méditerranéen.

Dans ce présent travail nous avons, d'une part, déterminer la qualité du biotope des principaux plans d'eaux du complexe de Guerbes-Sanhadja Nord-est Algérien et d'autre part étudier l'écologie du Canard siffleur dans ces hydro-systèmes. Pour la première partie, nous avons noté que l'ensemble des échantillons d'eau étudiées ont présenté une qualité passable à bonne avec une contamination minime à l'exception de garaet Messaoussa et garaet Chichaya ces dernières sont remarquer par la présence des germes, en particulier les indicateurs de contamination fécale. Pour la deuxième partie, nous avons noté que garaet Hadj-Tahar a accueilli durant la saison d'hivernage (2010/2013) plus de 700 individus. Cette espèce occupe les lieux les plus profonds du site. Nous avons aussi noté que le sommeil (38 %) et la nage (35%) sont les activités qui dominent, l'alimentation (8%) et le toilettage (18%) sont aussi observés avec des taux faibles et le vol est très faible (1%).

**Mots clés:** Zones humides, garaet Hadj-Tahar, Canard siffleur, étude écologique, comportement diurne, étude physicochimique et microbiologique de l'eau, Algérie.

---

---