

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

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

UNIVERSITE 8 MAI 1945 GUELMA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE ET SCIENCES DE LA
TERRE ET DE L'UNIVERS
DEPARTEMENT D'ECOLOGIE ET GENIE DE L'ENVIRONNEMENT



Mémoire de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Biologie

Spécialité/ Option : Santé, Eau, Environnement : Hydroécologie

Thème :

**Ecologie de reproduction et bactériologie des fientes de
l'hirondelle de fenêtre *Delichon urbica* nicheuse dans la
région de Guelma (Nord-Est de l'Algérie)**

Présenté par :

KHALDI Khaoula

KHALDI Meriem

SAHLI Fatma

Devant le jury composé de :

Président :	SANSRI S	M.C.B	Université de Guelma
Examineur :	AISSAOI Riad	M.C.B	Université de Guelma
Encadreur :	HOUHAMDI Moussa	Professeur	Université de Guelma
	ROUAIGUIA Meriem	Doctorante	Université de Guelma

Juin 2015

Remerciements

*Au terme de ce travail, nous tenons à exprimer nos remerciements et notre profonde gratitude à Madame **SANSRI S**, Maître de conférence B au département de Biologie, d'avoir bien accepté de présider ce jury. Nous vous remercions pour l'intérêt que vous avez porté à ce travail et pour vos précieux conseils et remarques.*

*Nous souhaitons exprimer notre gratitude à Monsieur **AISSAOUI**, Maître de conférence B pour avoir exprimé son entière disponibilité à participer à ce jury et examiner ce mémoire.*

*A notre maître et directeur de mémoire professeur **HOUHAMDI Moussa**, Votre modestie, vos qualités scientifiques et pédagogiques, votre rigueur et votre dynamisme font de vous un maître tant apprécié. Cher maître, permettons-nous de vous renouveler l'expression de nous vive reconnaissance et de notre profond respect.*

*A notre maître et co-directeur de mémoire M^{elle} **ROUAIGUIA Meriem**. Avec gentillesse, patience, compétence et une grande disponibilité, vous avez guidé ce travail. Vos qualités d'endurance et de rigueur font de vous un maître à admirer et à suivre l'exemple. Veuillez trouver ici l'expression de nous vive reconnaissance.*

Nos remerciements vont également à tous les professeurs et les enseignants qui nous beaucoup encouragé et soutenu depuis début de nos premier cycle d'étude jusqu'à la fin de cinquième année universitaire.

Finalement, nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à nos familles qui nous ont toujours soutenues et à tout ce qui participe de réaliser ce mémoire. Ainsi que l'ensemble des enseignants qui ont contribué à notre formation.

A tous ceux qui nous contribués de près ou de loin à la réalisation de ce modeste travail.

Table de matière

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction générale 01

Première partie : Etude bibliographique

Chapitre I : Modèle biologique..... 03

1. Écologie de l’hirondelle de fenêtre..... 03

2. Distribution 04

3. Reproduction..... 05

 3.1. Sélection du site de nidification 06

 3.2. Première Nichée 07

 3.3. Deuxième nichée 08

4. Régime alimentaire 09

Chapitre II : Fientes de l’hirondelle et risques d’infection en milieu urbain 11

1. Les bactéries potentiellement présentes dans les fientes..... 11

 1.1. Les entérobactéries..... 11

 1.2. Les Clostridium..... 12

 1.3. Les Campylobacter..... 12

 1.4. Les Mycobactéries..... 14

 1.5. Les Staphylocoques 14

 1.6. Les Streptocoques..... 15

 1.7. Les Entérocoques..... 16

1.8. Les <i>Lactobacilles</i>	17
1.9. Les Bacillus.....	17
2. Les zoonoses aviaires.....	19
2.1. Les colibacilloses.....	19
2.2. La Salmonellose.....	19
2.3. Yersiniose.....	20
2.4. Le Botulisme.....	20
2.5. La Campylobactériose.....	20
2.6. La Tuberculose.....	21
2.7. Les staphylococcies.....	21
2.8. Les Streptococcies.....	21
2.9. Les Entérocoques.....	22
2.10. Le charbon.....	22
2.11. La listériose.....	22
2.12. La mycoplasmosse.....	23
2.13. La pasteurellose aviaire.....	23
2.14. La candidose.....	24

Deuxième partie : Etude expérimentale

Chapitre III : Matériel et méthodes.....	25
1. Présentation de la zone d'étude.....	25
1.1. Situation géographique.....	25
1.2. Limite administrative	25
1.3. Relief.....	26

1.4. Cadre géologique.....	26
1.5. Cadre hydrologique.....	27
1.6. Cadre biotique.....	27
1.7. Étude climatologique.....	28
1.7.1. Température.....	28
1.7.2. Précipitation.....	29
1.7.3. La relation température précipitation.....	29
2. Écologie de la reproduction.....	31
2.1. Sites d'échantillonnage.....	31
2.2. Caractéristiques des nids.....	31
2.3. Paramètre démographique.....	31
2.4. Paramètres de la reproduction.....	31
3. Analyse bactériologiques des fientes.....	32
3.1. Recherche bactérienne et identification.....	33
3.1.1. Recherche des Salmonelles.....	33
3.1.2. Recherche des spores des anaérobies sulfitoréducteurs (ASR).....	33
3.1.3. Recherche des <i>Yersinia</i>	34
3.1.4. Recherche des Mycobactéries (Coloration de Ziehl-Neelsen).....	34
3.1.5. Recherche de Vibriion.....	35
3.2. Ensemencement.....	35
3.3. L'identification.....	36
3.3.1. Examen macroscopique.....	36
3.3.2. Examen microscopique.....	36
3.3.3. Examen liés aux caractères biochimiques.....	37
3.3.4. Tests complémentaires.....	38

3.4. Antibiogramme.....	38
3.5. Traitement statistique.....	39
Chapitre IV: Résultats et discussion.....	41
1. Biologie de la reproduction de l'hirondelle de fenêtre.....	41
1.1.Caractéristique des nids :.....	41
1.2. Paramètres de reproduction.	41
1.2.1. Date de ponte.....	41
1.2.2. Grandeur de ponte.....	42
1.2.3. Durée de l'incubation.....	43
1.2.4. Nombre des œufs éclos	44
1.1.5. Nombre des jeunes envolées	45
1.1.6. Succès à l'éclosion	46
1.1.7. Succès à l'envol	46
1.1.8. Sucée de reproduction	46
2. Bactériologie des fientes de l'hirondelle de fenêtre.....	48
2.1. Identification des souches bactériennes.....	48
2.1.1. Caractères morphologiques et coloration de Gram.....	48
2.1.2. Résultats de l'identification par la galerie API20E.....	50
2.1.3. Résultats de la recherche des <i>Staphylococcus</i>	52
2.1.4. Résultats de la recherche des Streptocoques.....	53
2.1.5. Résultats de l'identification par API20NE.....	55
2.2. Evaluation de l'antibiorésistance.....	56
2.2.1. Antibiogramme des entérobactéries.....	56
2.2.2.1. <i>Escherichia coli. 1</i>	56
2.2.2.2. <i>Citrobacter braakii</i>	56

2.2.2.3. <i>Klebsiela ornithinolytica</i>	57
2.2.2.4. <i>Salmonella arizonae</i>	58
2.2.2.5. <i>Chryseomonas luteola</i>	58
2.2.2.6. <i>Proteus mirabilis</i>	59
2.2.2.7. <i>Enterobacter cloacae</i>	60
2.2.2.8. <i>Pontoea ssp4</i>	61
2.2.2.9. <i>Enterobacter sakazakii</i>	61
2.2.3. Antibiogramme des Staphylocoques.....	62
2.2.3.1. <i>Staphylococcus scuri</i>	62
2.2.3.2. <i>Kocuria kristinae</i>	63
2.2.3.3. <i>Staphylococcus hyicus</i>	63
2.2.3.4. <i>Staphylococcus xylosus</i>	64
2.2.3.5. <i>Micrococcus spp</i>	65
2.2.4. Antibiogramme des Streptocoques.....	65
2.2.4.1. <i>Lactococcus cremoris</i>	65
2.2.4.2. <i>Enterococcus faecalis</i>	66
2.2.4.3. <i>Aerococcus viridans.1</i>	67
2.2.4.4. <i>Enterococcus avium</i>	67
2.3. Resultats négatifs.....	68
Discussion	69
Conclusion et perspectives	79
Références bibliographiques	
Résumés	
Annexe	

Liste des figures

Figure	Titre	Page
Figure 1	Caractéristiques morphologiques d'un juvénile à gauche et d'un adulte à droite	3
Figure 2	Aire de répartition de l'hirondelle de fenêtre d'après Cramps et Perrins	4
Figure 3	Nid de l'hirondelle de fenêtre en forme de sphère.	7
Figure 4	Situation géographique de la région d'étude (wilaya de Guelma)	25
Figure 5	Géomorphologie de la région de Guelma	26
Figure 6	Réseau hydrographique de la région de Guelma	27
Figure 7	Diagramme pluviothermique de la région de Guelma (2004-2013).	29
Figure 8	Situation de la région de Guelma dans le climagramme d'Emberger (2003-2014).	30
Figure 9	Technicum de Guelma El Khawarismi bourwaih	31
Figure 10	Répartition saisonnière des pontes durant la saison d'étude 2014	42
Figure 11	Pourcentage de la grandeur de ponte pour la première et la seconde ponte	42
Figure 12	Corrélation entre la date de ponte et la grandeur de ponte	43
Figure 13	Variation de la grandeur de ponte entre la première et la seconde ponte	43
Figure 14	Corrélation entre la date de ponte et le nombre des œufs éclos (Première ponte)	44
Figure 15	corrélation entre le nombre d'œufs éclos et la grandeur de ponte	44
Figure 16	Corrélation entre la date de ponte et le nombre des jeunes envolées	45
Figure 17	Corrélation entre le nombre de jeune envolé et la grandeur de ponte	45

Figure 18	Corrélation entre la date de ponte et sucée de l'éclosion	46
Figure 19	Corrélation entre sucée de reproduction et nombre d'œuf éclos	47
Figure 20	Corrélation entre sucée de reproduction et nombre jeune envole	47
Figure 21	Cocci gram positive en chainette	49
Figure 22	Bacille Gram négative	49
Figure 23	Cocci gram positive en amas	49
Figure 24	Dégradation de mannitol par les <i>Staphylococcus</i>	49
Figure 25	Test catalase (Cocci Gram positive)	49
Figure 26	Profil biochimique de <i>Citrobacter braakii</i> .	50
Figure 27	Profil biochimique de <i>Klebsiela ornithinolytica</i> .	50
Figure 28	Profil biochimique de <i>Salmonella arizonae</i> .	51
Figure 29	Profil biochimique de <i>Enterobacter cloacae</i> .	51
Figure 30	Profil biochimique de <i>Enterobacter sakazakii</i> .	51
Figure 31	Profil biochimique de <i>Serratia odorifera</i> 1.	51
Figure 32	Profil biochimique de <i>Kleyvera</i> spp.	51
Figure 33	Profil biochimique du <i>Staphylococcus scuri</i> .	52
Figure 34	Profil biochimique du <i>Staphylococcus hominis</i> .	52
Figure 35	Profil biochimique du <i>Kocuria kristina</i>	52
Figure 36	Profil biochimique du <i>Staphylococcus hyicus</i>	53
Figure 37	Profil biochimique du <i>Staphylococcus xylosus</i>	53

Figure 38	Profil biochimique du <i>Micrococcus</i> spp.	53
Figure 39	Profil biochimique de <i>Lactococcus cremoris</i> .	54
Figure 40	Profil biochimique de <i>Enterococcus faecalis</i> .	54
Figure 41	Profil biochimique de <i>Aerococcus viridans.1.</i>	54
Figure 42	Profil biochimique de <i>Aerococcus viridans.2.</i>	54
Figure 43	Profil biochimique de <i>Enterococcus avium</i> .	55
Figure 44	Profil biochimique de <i>Chryseomonas luteola</i> .	55
Figure 45	Profil biochimique de <i>Aeromonas hydrophila</i> .	55
Figure 46	Profil biochimique de <i>Pasteurilla aerogens</i> .	56
Figure 47	Taux de résistance de <i>Escherichia coli 1.</i>	56
Figure 48	Taux de résistance <i>Citrobacter braakii</i> .	57
Figure 49	Taux de résistance <i>Klebsiela ornithinolytica</i> .	58
Figure 50	Taux de résistance <i>Salmonella arizonae</i> .	58
Figure 51	Taux de résistance <i>Chryseomonas luteola</i> .	59
Figure 52	Taux de résistance <i>Proteus mirabilis</i> .	60
Figure 53	Taux de résistance <i>Enterobacter cloacae</i> .	60
Figure 54	Taux de résistance <i>Pantoea ssp4.</i>	61
Figure 55	Taux de résistance <i>Enterobacter sakazakii</i>	62
Figure 56	Taux de résistance <i>Staphylococcus scuri</i> .	62
Figure 57	Taux de résistance <i>Kocuria kristinae</i> .	63

Figure 58	Taux de résistance <i>Staphylococcus hyicus</i> .	64
Figure 59	Taux de résistance <i>Staphylococcus xylosus</i> .	64
Figure 60	Taux de résistance <i>Micrococcus</i> spp	65
Figure 61	Taux de résistance <i>Lactococcus cremoris</i>	66
Figure 62	Taux de résistance <i>Enterococcus faecalis</i>	66
Figure 63	Taux de résistance <i>Aerococcus viridans.1</i>	67
Figure 64	Taux de résistance <i>Enterococcus avium</i>	68

Liste des abréviations

- AMP** : Ampicilline
ASR : Anaérobies Sulfito-Réducteurs
BEA : Bile Esculine Azide
C : Chloramphénicol
CL : Colistine
CX : Cefoxitin
CZ : Cefazolin
D.E: Date d'éclosion
E : Erythromycine
FO : Fosfomycin
GEN : Gentamicine
GN : Gélose Nutritif.
GNA : Gélose nutritif à l'amidon
Gr P : Grandeur de ponte
MH: Gélose Mueller Hinton
NIT : Nitroferantoin
OE: Œuf éclos
OMS : Organisation Mondiale De La Santé
OX : Oxacillin
P : Pénicilline
Pr P : Première Ponte.
Se P : Seconde Ponte.
SE : Sucée à l'éclosion
SENV: Sucée à l'envol
SR: Sucée de reproduction
SS: Salmonella, Shigella
TE : Tétracycline
VA : Vancomycin
VF: Viande Foie

Liste des tableaux

Tableau	Titre	Page
Tableau 1	Caractères principaux des entérobactéries	11
Tableau 2	Caractères principaux des <i>Clostridiaceae</i>	12
Tableau 3	Caractères de principaux des <i>Campylobacter</i>	13
Tableau 4	Caractères culturaux et morphologie des colonies de quelques <i>mycobactéries</i>	14
Tableau 5	Les caractères principaux des <i>staphylocoques</i>	15
Tableau 6	Les caractères principaux des <i>streptocoques</i>	16
Tableau 7	Caractères principaux des entérocoques	17
Tableau 8	Caractères principaux des <i>Bacillus</i>	18
Tableau 9	Température moyenne de 10 ans (2003 – 2014).	28
Tableau 10	Précipitation moyenne de 10 ans (2003 – 2014).	29
Tableau 11	Les milieux de cultureensemencés.	35
Tableau 12	Identification biochimique des souches isolées.	37
Tableau 13	Test complémentaire pour l'identification biochimique des souches isolées.	38
Tableau 14	liste des antibiotiques utilisés pour l'évaluation de l'antibiorésistance.	40
Tableau 15	Caractéristiques des nids de l'hirondelle de fenêtre	41
Tableau 16	Aspect macroscopique et microscopique des colonies bactériennes isolées des fientes de l'hirondelle de fenêtre.	48
Tableau 17	Résultats de l'identification par l'API20E.	50
Tableau 18	Résultats du profil biochimique de <i>Staphylococcus</i>	52
Tableau 19	Résultats du profil biochimique de Streptocoque	53

Tableau 20	Identification biochimique par la galerie biochimique API20NE	55
Tableau 21	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Escherichia coli 1</i>	56
Tableau 22	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Citrobacter braakii</i>	56
Tableau 23	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Klebsiella ornithinolytica</i>	57
Tableau 24	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Salmonella arizonae</i>	58
Tableau 25	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Chryseomonas luteola</i>	59
Tableau 26	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Proteus mirabilis</i>	59
Tableau 27	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Enterobacter cloacae</i>	60
Tableau 28	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Pantoeas ssp4</i>	61
Tableau 29	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Enterobacter sakazakii</i>	61
Tableau 30	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Staphylococcus sciuri</i>	62
Tableau 31	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Kocuria kristinae</i>	63
Tableau 32	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Staphylococcus hyicus</i>	63
Tableau 33	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Staphylococcus xylosum</i>	64
Tableau 34	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Micrococcus spp</i>	65
Tableau 35	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Lactococcus cremoris</i>	65
Tableau 36	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Enterococcus faecalis</i>	66
Tableau 37	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Aerococcus viridans.1</i>	67
Tableau 38	Résultat de l'antibiogramme pour <i>Enterococcus avium</i>	67

INTRODUCTION

« Dans la vie, il y a trois facteurs : le talent, la chance et le travail.

Avec deux de ces facteurs, on peut réussir.

Mais l'idéal est de disposer de trois »

(De Bernard Werber)

Chapitre II :

Modèle biologique : L'hirondelle de Fenêtre

« *Delichon urbica* »

« *Il faut construire son bonheur instant après instant, comme l'oiseau qui
fait son nid* »

Chapitre II :

Fientes de l'hirondelle et risques d'infection en milieu urbain

*« Le meilleur médecin est la nature : elle guérit les trois quarts des maladies
et ne dit jamais de mal de ses confrères »*

(Louis PASTEUR)

Chapitre III :

Matériel et méthodes

« L'expérience, ce n'est pas seulement tes erreurs du passé, mais aussi tes victoires sur l'avenir »

R. Back

Chapitre IV :

Résultats et discussion

« Le plus important pour un homme de science n'est pas ses diplômes, ni le nombre de ses années d'étude, ni même son expérience, mais tout simplement son intuition »

(Albert EINSTEIN)

Annexe

« L'éducation est ce qui reste après qu'on ait oublié ce qu'on a appris à l'école »

(Albert EINSTEIN)

Conclusion et perspectives

"L'intelligence sans ambition est un oiseau sans ailles "

Salvador DALI

Résumés

« Je ne suis pas extraordinairement intelligent, mais je passe plus de temps à résoudre les problèmes »

(Albert EINSTEIN)



Depuis des décennies les oiseaux sont utilisés comme des indicateurs de la qualité biologique des milieux, susceptible par leur présence ou par leur absence, leur abondance et leur état de santé, de signaler les modifications imperceptibles survenant au niveau des habitats d'un biotope particulier où elle trouve toutes les réponses à ses exigences biologiques et écologiques (Dorst, 1971).

L'écologie urbaine vise à étudier les interactions entre les êtres vivants et leur milieu de vie : la ville (Schochat et *al.*, 2006). Un certain nombre d'espèces présentes en ville sont des espèces généralistes, autrement dit ayant une grande tolérance environnementale pour leur reproduction, leur survie, leur régime alimentaire ou autres paramètres écologiques (Rose et *al.*, 2006).

Parmi les oiseaux proches de l'homme, les hirondelles ont une place à part. Considérées comme les annonciatrices du printemps et comme porteuses de chance. Cet oiseau est subi une perte importante de leurs effectifs ces dernières années (Rocamora et Yeatman-Berthelot, 1999). Plusieurs facteurs expliquent cette diminution : disparition des ressources alimentaires à cause de l'utilisation massive des pesticides, qui tuent les proies dont les hirondelles se nourrissent (Bryant, 1975 ; Johnston, 1993), disparition de leurs habitats, destruction des nids et manque de matériaux les constituant.

Ces oiseaux migrateurs traversent de nombreux pays, ils peuvent être à l'origine de l'introduction et de l'émergence de plusieurs maladies infectieuses, telles que la fièvre West Nile et l'influenza. Les changements dans la physiologie de ces oiseaux avant et pendant la migration conduisent à un état de précarité sanitaire qui pourrait favoriser l'infection par certains de ces agents pathogènes et leur expression clinique (Reed et *al.*, 2003). Depuis longtemps, différentes espèces d'oiseaux ont été incriminées dans l'épidémiologie de certaines maladies humaines et animales soit à titre de disséminateurs, soit à titre d'amplificateurs de maladies (Guiguen et Camin, 1997).

Ils entrent donc dans le cycle épidémiologique de plusieurs maladies d'importance vétérinaire en agissant comme réservoirs d'agent pathogène. De nos jours, il existerait plus de 100 maladies contagieuses transmises par les oiseaux ; certaines sont fatales et directement en rapport avec les oiseaux (Dehaye, 2008).



La contamination dépend de plusieurs facteurs, dont l'intensité et la durée de l'exposition, l'endroit où les fientes sont déposées et le temps écoulé depuis qu'elles s'accumulent. Par exemple, les fientes fraîches et les fientes plus anciennes, desséchées, n'ont pas le même potentiel infectieux (Hiller, 2004).

La présence des oiseaux dans les villes soulève des problèmes de cohabitation et des inquiétudes sanitaires légitimes. Cette réalité qui sévit depuis fort longtemps a éveillé notre intérêt à faire une analyse bactériologique des fientes des hirondelles dans le but de déterminer et de façon approfondie les risques liés aux fientes de notre modèle biologique en dressant la liste complète des bactéries infectieuses potentiellement présentes et susceptible de contaminer l'homme tout en évaluant la résistance aux antibiotiques.

Le travail présenté dans ce mémoire repose sur deux axes de recherche principaux:

Une étude de la biologie de la reproduction qui concerne la date et la grandeur de ponte, et le succès de la reproduction de l'hirondelle de fenêtre nichant dans la région de Guelma située au Nord-Est algérien.

Le deuxième axe abordé est l'analyse bactériologique des fientes, pour évaluer le risque de transmission des germes pathogènes.

Les résultats obtenus sont suivis d'une discussion dans laquelle nous essayerons d'interpréter nos résultats et de les comparer avec des études réalisées dans d'autres régions de l'aire de nidification de l'espèce étudiée.

Une conclusion générale fera la synthèse des résultats tirés de l'ensemble des deux chapitres.



1. Écologie de l'hirondelle de fenêtre

L'hirondelle de fenêtre (*Delichon urbica meridionalis* L. 1758) est une espèce migratrice de l'ordre des Passeriformes et de la famille des Hirundinidae (Sériot et Alvès, 2002).

Les hirondelles sont des oiseaux grégaires vivant en colonies plus ou moins denses lors de la nidification mais également dans leurs quartiers d'hiver où elles forment de plus petits groupes (De Bont, 1962 ; Van Der Elst et Monmart, 1985).

Les adultes possèdent un croupion blanc ainsi que le ventre, le haut de la poitrine et les pattes ; le dos, les ailes et la queue sont noires avec des reflets bleus (Fig.1) (Peterson et *al.*, 2006 ; Singer, 2008).

La queue est courte et échancrée mais sans filet (Peterson et *al.*, 2006). Les juvéniles contrairement aux adultes ont le dos brun-noir sans reflet bleu (Peterson et *al.*, 2006 ; Singer, 2008). Elle se déplace rarement sur le sol car elle a des difficultés à s'y mouvoir (Géroutet, 1998).



Figure 1 : Caractéristiques morphologiques d'un juvénile à gauche et d'un adulte à droite (Meriem ROUAIGUIA).

A l'origine, l'hirondelle de fenêtre nichait sur les parois rocheuses des montagnes ou des falaises côtières mais à ce jour il est rare de l'observer à ces endroits dans notre régions (Verheyen ,1947 ; Singer, 2008). Elle préfère plutôt les villes et les villages où elle construit son nid sur les bâtiments et dans certains cas à l'intérieur de ceux-ci (Neuray, 1982 ; Van Der Elst, 1985).



L'emplacement d'une colonie dépend de la distance d'espaces verts ou de bois et de la distance d'un point d'eau par rapport à la colonie (Walravens et Langhendries, 1985). Ses deux caractéristiques sont importantes car elles conditionnent la présence d'insectes en abondance quelque soit le temps (Walravens et Langhendries, 1985). En effet lorsqu'il fait pluvieux, elle chasse au niveau des étangs ou des cours d'eau où les insectes y sont plus nombreux et lors de périodes plus chaudes, elle chasse au dessus des bois et à plus haute altitude (Walravens et Langhendries, 1985).

2. Distribution

L'hirondelle de fenêtre est un oiseau migrateur qui niche dans tout le paléarctique ; autour du bassin méditerranéen, à l'ouest de l'Europe, Chypre, Palestine, La Turquie et le Nord de la Grande Bretagne.

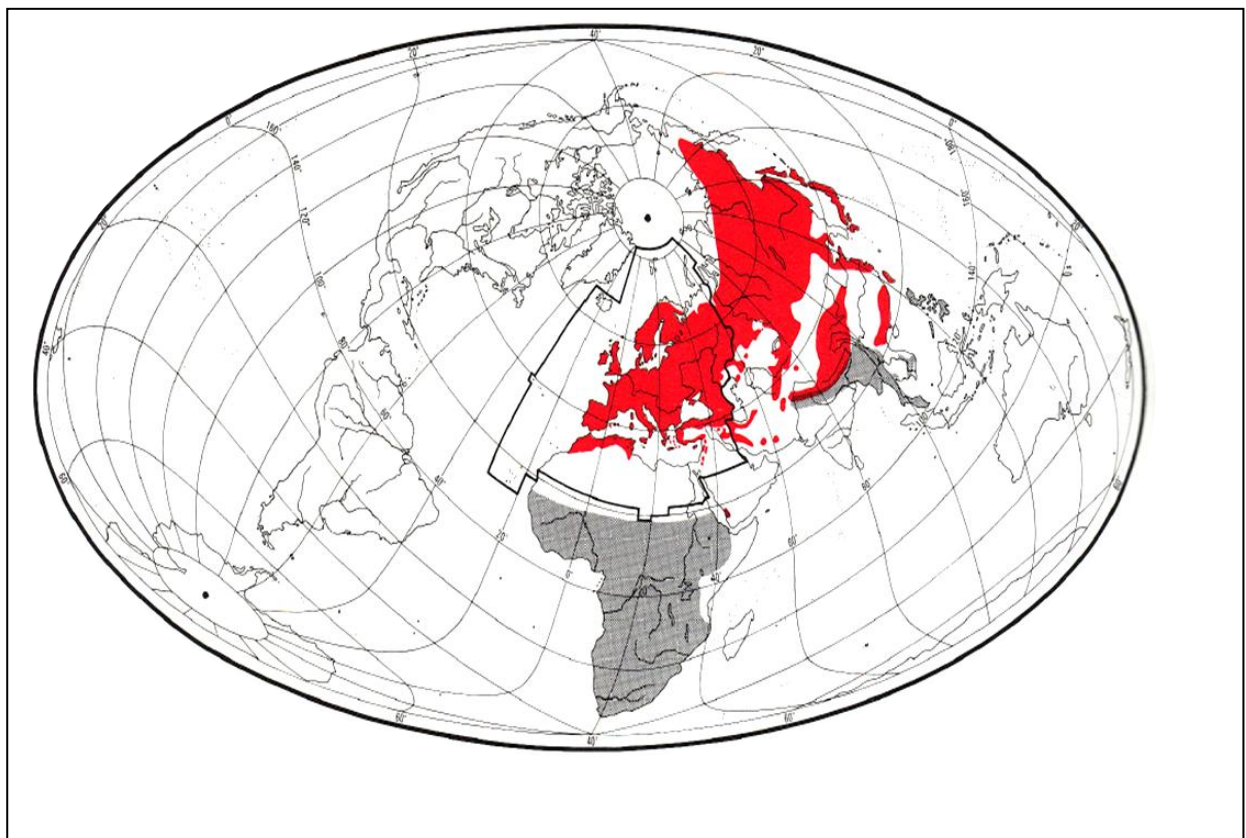


Figure 2 : Aire de répartition de l'hirondelle de fenêtre d'après Cramps et Perrins (1994).

■ Aire de nidification.

■ Zone d'hivernage.



Les premières hirondelles de fenêtre arrivent aux sites de reproduction au début du printemps entre fin mars et fins avril en fonction de la température des mois de février-mars (Allen et Nice ,1952 ; Vansteenwegen, 1992 ; Sériot et Alvès, 2002). Au plus la température moyenne sera froide à cette période, au plus tard elles reviendront aux sites de reproduction (Allen et Nice, 1952).

En Algérie, l'arrivée de l'hirondelle de fenêtre dans la région d'Annaba se fait à partir de la fin du mois de Janvier ou au début du mois de Février, mais le plus grand du mouvement se produit vers la fin de ce mois et le début du mois de Mars, ce qui peut être jugé très précoce par rapport aux autres régions de nidification (Lahlah, 2010).

Tous les individus ne reviennent pas en même temps à la colonie, un étalement des arrivées est observé dû principalement par la différence d'âge entre les individus ;une population d'hirondelles est constituée de 58% d'individus d'un an, 18% de deux ans et 24 % de trois ans et plus et la durée de vie est en moyenne de cinq à six ans (Allen et Nice, 1952 ; Sériot et Alvès, 2002).

En effet, les individus les plus âgés migrent plus tôt que les jeunes et une différence significative de date d'arrivée est observée entre les individus de moins de deux ans et de plus de deux ans (Bryant, 1979).

La phase de retour peut être subdivisée en cinq périodes précises : les premiers retours, l'installation régulière, l'installation massive, l'installation régulière tardive et les derniers mouvements (Vansteenwegen, 1992).

3. Reproduction

L'hirondelle de fenêtre vit en colonie d'une dizaine d'individus à plusieurs centaines, ces colonies sont divisées en sous-colonies comportant également des couples isolés (Sériot et Alvès, 2002).

Les colonies sont plus ou moins denses selon la densité des habitations (Fouarge et Monmart, 1992). Les hirondelles montrent un tempérament agressif envers leurs semblables aux abords du nid avec des altercations nombreuses (Géroudet, 1998). Le nid est le seul territoire défendu par le couple d'hirondelles de fenêtre mais celui-ci peut diminuer au cours de la saison en fonction de la densité d'hirondelles dans la colonie (Géroudet, 1998).



L'hirondelle de fenêtre réalise une à deux nichées par an selon que les conditions météorologiques soient favorables ou non mais aussi en fonction de la qualité des parents (Bryant, 1979). La période de reproduction peut être partagée en sept phases, la deuxième nichée ne comprendra que certaines de ces phases (Allen et Nice, 1952). Lors de l'arrivée à la colonie, la première étape est d'établir le territoire ensuite les couples se forment et la période pré-nuptiale débute (Allen et Nice, 1952). Une fois les couples formés, ils entament la construction (ou rénovation) du nid, pondent les œufs, ceux-ci incubent, et la dernière étape est l'élevage des jeunes (Allen et Nice, 1952).

Nous regrouperons ces sept étapes en trois grandes phases qui sont la sélection du site de nidification dans la colonie, la construction du nid, et enfin le déroulement des nichées. Nous décrirons également certains paramètres pouvant entraver le succès de la reproduction pour le couple.

3.1. Sélection du site de nidification

Les mâles arrivant les premiers à la colonie, sélectionnent le site pour construire le nid ;ils peuvent visiter plusieurs endroits différents avant de se décider (Sériot et Alvès, 2002 ; Daoudi-Hacini et *al.*, 2005).

Toutefois, ils peuvent également occuper un nid déjà construit car la structure du nid de l'hirondelle lui permet de subsister plusieurs années, de 4 à 10 ans selon qu'il soit bien situé ou non (Cramp et Ward, 1934; Géroutet, 1998).

Les mâles les plus précoces ont la possibilité d'obtenir un territoire de plus haute qualité et cette qualité dépendra seulement de la situation du nid dans la colonie (Moller, 1994)

Une fois le site sélectionné par le mâle, celui-ci attire la femelle et l'entraîne vers l'emplacement du futur nid par une longue période de poursuite qui peut être au début très agressive (Géroutet, 1998). Le nid de l'hirondelle de fenêtre a la forme d'un quart ou d'un huitième de sphère (Verheyen, 1947). Le nid de l'hirondelle de fenêtre à la forme d'un quart ou d'un huitième de sphère (Verheyen, 1947), un nid typique est représenté sur la (Fig. 3).



Figure 3 : Nid de l'hirondelle de fenêtre en forme de sphère (Meriem ROUAIGUIA).

La construction du nid est réalisée par le mâle et la femelle à partir de boues, de limon et de graviers récoltés à moins de 200 mètres du futur nid dans des ornières ou des flaques d'eau ou sur des berges (Verheyen, 1947 ; Walravens et Langhendries, 1985). Cependant si la disponibilité de ces matériaux est faible, les hirondelles s'approvisionnent dans les gouttières mais cette boue est de mauvaise qualité et leur utilisation fragilise la structure du nid qui peut tomber avec les œufs ou jeunes ; c'est particulièrement le cas dans les grandes villes (Walravens et Langhendries, 1985).

Une fois la récolte faite, le couple malaxe ces matériaux avec de la salive pour obtenir de petites boulettes qu'il déposera sur le mur et le nombre de boulettes nécessaires pour la construction du nid varie entre 690 à 2775 (Verheyen, 1947 ; Géroutet, 1998). La durée de la construction peut varier de trois jours à trois semaines selon la disponibilité des matériaux et les conditions météo (Verheyen, 1947).

3.2. Première Nichée

La première nichée se déroule le plus souvent dans un ancien nid rénové, c'est également le cas pour d'autres espèces comme *Hirundo pyrrhonota* (Gauthier et Thomas, 1993). En Europe la ponte pour la première nichée débute entre fins mai et début juin avec une moyenne au six juin, la femelle pond un œuf par jour mais si des conditions météo sont défavorables, la quantité d'insectes diminue et la femelle peut interrompre de pondre durant quelques jours (Bryant, 1979 ; Géroutet, 1998). En Algérie, les dates de ponte varient entre les années, mais restent toujours dans une fourchette de moyennes stable ne dépassant pas la fin du mois d'Avril ou le début du mois de Mai (Lahlah, 2010).



En règle générale, le nombre d'œufs pondus pour la première nichée est de quatre à cinq œufs de couleur blanche (Géroutet, 1998). En Algérie, Lahlah (2010) trouve même des couvées à huit œufs pour la première occupation des nids. L'incubation des œufs est réalisée par les deux parents mais la femelle y consacre plus de temps (Møller, 1994) car contrairement au mâle, elle perd des plumes au niveau du ventre qui forme une plaque incubatrice tenant les œufs plus au chaud (Sériot et Alvès, 2002). L'incubation dure en moyenne 12 à 19 jours et l'éclosion des différents œufs se fait avec un décalage de 1,14 jour (Géroutet, 1998 ; Sériot et Alvès, 2002).

L'élevage des jeunes est accompli par le male et la femelle et dure entre 19 et 25 jours (Géroutet, 1998) ; la fréquence de nourrissage des jeunes varie entre 134 fois à 405 fois par jour selon la taille de la nichée, celle-ci a tendance à diminuer quand la nichée est plus petite (Bryant et Gardiner, 1979 ; Bryant et Westerterp, 1983). Le nombre de jeunes à l'envol dépendra de la durée de jour disponible par jeune pour le nourrissage, de la disponibilité en nourriture qui est directement liée aux conditions météo et de la température ; une température inférieure à 10°C a un effet sur la survie des jeunes (Stokke et *al.*, 2005). Une fois les jeunes sevrés, ils se joignent à d'autres groupes pour chasser et dorment dans un nid même loin de leur lieu de naissance ou bien ils restent près de leur nid natal et peuvent aider leurs parents pour la seconde nichée (Géroutet, 1998).

3.3. Deuxième nichée

Dans cette partie, nous mettrons seulement en avant les différences présentes avec la première nichée. Dans une colonie, entre 58% et 76,5 % des couples réaliseront une deuxième nichée qu'ils entameront début juillet et au plus tard mi- août et il n'y aurait plus de nouvelle nichée après le 10 août (Bryant, 1979 ; Géroutet, 1998 ; De Lope et *al.*, 1998). Cette deuxième nichée peut se dérouler soit dans le même nid que la première nichée ou bien dans un nouveau, 21 à 38 % des couples changeraient de nids entre les deux nichées (Walravens & Langhendries, 1985, De Lope et *al.*, 1998 ; Sériot & Alvès, 2002). La deuxième possibilité serait la plus probable car les nids de l'hirondelle de fenêtre sont infestés de parasites qui ont un effet non négligeable sur le développement des jeunes (Møller et *al.*, 1994).

Néanmoins, le parasitisme peut augmenter l'intervalle de temps entre la première et la deuxième nichée (De Lope et *al.*, 1998). Lors de la seconde nichée, les parents ne peuvent pas compenser cette perte car il y a une diminution de l'abondance des insectes au cours de la



saison (Møller et *al.*, 1994). L'effet majeur des parasites est la diminution de la croissance et de la survie des jeunes, les jeunes parasités ont un poids plus faible que les non parasités, plus de 8%, et une corrélation est présente entre le nombre de parasites et la diminution de poids (Møller et *al.*, 1994). Donc le parasitisme accroît le cout de la reproduction pour les parents tout en diminuant le succès reproducteur de ceux-ci car le nombre des jeunes à l'envol est plus faible (Møller et *al.*, 1994).

La deuxième couvée est significativement plus petite que la première, de trois à quatre œufs (Bryant ,1979 ; Christe et *al.*, 2001). Bryant et Westerterp ont déterminé que cette plus petite taille serait une adaptation au jour plus court et donc à la diminution du temps permis pour la chasse (Bryant et Westerterp, 1983).

Pour conclure ces deux nichées, les parents les plus reproductifs peuvent atteindre plus de 9 jeunes en une saison grâce à l'abondance de nourriture et la seconde nichée est possible car ses parents sont arrivés tôt et il leur reste assez de temps pour la réaliser (Bryant, 1979).

4. Régime alimentaire

Les ressources trophiques disponibles pour les populations présentent des variations spatio-temporelles (Dias et Blondel, 1996). Leurs abondances et leurs qualités peuvent résulter non seulement des changements climatiques, mais également des densités des populations prédatrices (Réale, 1971). Ces facteurs proximaux ou immédiats influences les stratégies biodémographiques des individus et sont donc essentiels pour l'étude de la dynamique des populations animales en générale (Cole, 1954 ; White, 1978 ; Stearns , 1992) ; et celle des oiseaux en particulier (Dias, 1994 ; Banbura et *al.*, 1994).

Les activités de reproduction chez l'hirondelle de fenêtre *Delichon urbica meridionalis* débutent généralement un mois après le retour de migration, étant déclenchées par la disponibilité des ressources alimentaires (Bryant, 1975).

Si en Europe la température agit sur le déclenchement de la ponte, nous supposant qu'en Algérie, la température semble agir en fin de saison, limitant ainsi la saison de reproduction en influençant directement la disponibilité du peuplement d'insectes dans le milieu (Rouaiguia et *al.*, 2015)



L'analyse de la composition du régime alimentaire des poussins de l'Hirondelle de fenêtre nichant à Guelma Nord-Est de l'Algérie révèle qu'il est composé de 48 familles appartenant à 8 ordres d'insectes (Rouaiguia et *al.*, 2015). L'étude approfondie de ce régime alimentaire montre une dominance importante des Homoptères et ceci tout au long de la saison de reproduction et quel que soit l'âge des poussins.

Les résultats (Bryant, 1978) sur la reproduction et le régime alimentaires des Hirondelles de fenêtre en Angleterre, révèlent que c'est la présence en grands effectifs des Aphididae (Homoptères), dans l'environnement, qui déclenche la reproduction chez cette espèce, où les premières pontes ont coïncidé avec l'apparition des pucerons dans l'air, probablement parce ce que ces derniers constituent une source alimentaire abondante et stable durant la formation des œufs (Bryant, 1978)



Depuis longtemps, différentes espèces d'oiseaux ont été incriminées dans l'épidémiologie de certaines maladies humaines et animales soit à titre de disséminateurs, soit à titre d'amplificateurs de maladie (Guiguen et Camin, 1997). La contamination se fait principalement par les voies respiratoires et par la voie digestive (contamination mains bouche, soit directement, faute d'hygiène, soit par de l'eau ou des aliments contaminés). Il pourrait aussi arriver que des infections se développent à la suite de contacts cutanéomuqueux (Hiller, 2004).

1. Les bactéries potentiellement présentes dans les fientes

1.1. Les entérobactéries

La famille des entérobactéries sont des bacilles à Gram négatif (2 à 4 microns de long sur 0,4 à 0,6 microns de large), aérobies anaérobies facultatifs, Poussant sur milieux de culture ordinaires, fermentant le glucose avec ou sans production de gaz, réduisant les nitrates en nitrites.

Les entérobactéries sont une famille très hétérogène pour ce qui est de leur pathogénie et de leur écologie. Les espèces qui composent cette famille sont en effet soit parasites (*Shigella*, *Yersinia pestis*), soit commensales (*Escherichia coli*, *Proteus mirabilis*, *Klebsiella sp*), soit encore saprophytes (*Serratia sp*, *Enterobacter sp*) (Anonyme 2002, 2003). Le diagnostic des entérobactéries se base essentiellement sur les caractères présentés dans le tableau (1).

Tableau 1 : Caractères principaux des entérobactéries (Delarras, 2007)

Morphologie	Bacilles 0.5 à 3 µm environ à extrémités arrondies
Mobilité	+ : à ciliature péritriche chez la majorité des entérobactéries - : Chez les <i>Klebsiella</i> , <i>Shigella spp</i> , <i>Yersinia</i>
Catalase	+ : Sauf <i>Shigella dysenteriae</i> sérotype 1
Oxydase	Négative
Condition de culture	Température optimale : 30 à 37 °C
Milieux d'enrichissement	Pour les Salmonella : Bouillon SFB/ Rappaport Vasiliadis Pour les Yersinia : Bouillon PSB/ eau peptoné tamponnée.
Milieux d'isolement sélectif	Très nombreux et variés (Hektoen, MacConkey....)
Identification biochimique	Plusieurs micro-galeries dont API® 20 E bioMérieux®



2. Les *Clostridium*

La plupart des espèces de *Clostridium* sont des bactéries telluriques, mais sont également isolées dans l'intestin et les selles de l'homme et des divers animaux. Ainsi la présence de *Clostridium* dans les eaux ou les aliments par exemple signe en général une contamination fécale (Avril et *al.*, 1992).

Tableau 2 : Caractères principaux des *Clostridiaceae* (Delarras, 2007)

Morphologie	Bactéries en bâtonnets (bacilles), spores ovales ou sphériques déformantes, résistantes aux facteurs physico-chimiques (thermorésistante...)
Coloration de Gram	Gram positive
mobilité	Habituellement mobiles (à flagelles péritriche) ; <i>Cl.perfringens</i> immobile
Type respiratoire	Anaérobie stricte
Catalase	Négative
Condition de culture	Température optimale de 25°C à 45°C
Caractères spécifiques	Saccharolytiques, protéolytiques...suivant espèces ; ne réduisent pas les sulfates en H ₂ S
Milieux de culture pour bactéries anaérobies strictes	Bouillon de Schaedler+ vitamine K et bouillon de schaedler gélosé 0.02% + vtamine K bioMérieux® SA Bouillon thioglycolate avec résazurine
Milieux d'isolement sélectifs	Gélose viande-foie- sulfite- fer- et gélose TSC Bio-Rad ; gélose sulfite de fer bioMérieux®SA Gélose Schaedler avec 5%de sang de mouton bioMérieux®SA...
Identification biochimique	Galleries API® 20 A et Rapide® ID 32 A bioMérieux®SA

3. Les *Campylobacter*

Les *Campylobacter* sont des bacilles à Gram négatif, appartenant à la famille des *Campylobacteriaceae*, les caractères biochimiques et culturels sont résumés dans le Tableau 3.



Tableau 3: Caractères de principaux des *Campylobacter* (Delarras, 2007)

Morphologie	Bacilles fins, incurvés en forme de virgule ou de S, de «vol de mouette » ou en hélice à plusieurs spires (cultures jeunes) Evolution, en cultures plus âgées, vers des formes coccoïdes, prenant mal la coloration de Gram
Coloration de Gram	Gram- : bacilles rose pâle
Mobilité	Par flagelles polaires, avec mobilité « en vol de moucheron »
Type respiratoire	En général micro-aérophiles Espèces anaérobies : <i>C.sputorum subsp . bubulus</i> et <i>C.sputorum subsp sputorum ...</i>
Oxydase	Positive
Catalase	Catalase + : <i>C. jejuni</i> , <i>C. coli</i> , <i>C. lari</i> , <i>C. hyointestinalis</i> , <i>C. fetus...</i> Catalase - : <i>C. sputorum subsp . bubulus</i> et <i>C. sputorum subsp .sputorum</i> , <i>C. hominis</i> , <i>C. upsaliensis</i>
Condition de culture	Température d'incubation : à 27°C (mésophiles) : toutes les espèces à 25°C : <i>C.fetus</i> et à 42°C, pendant 18 à 24 heures et jusqu'à 5 jours : <i>C. hyointestinalis</i> , espèces thermophiles... Micro-aérophiles : se cultivent en jarre, sous atmosphère micro-aérophile.
Milieux d'isolement sélectifs	Gélose Campyloset avec supplément sélectif Gélose CampyFood... Gélose Columbia additionnée de 5 % de sang (Avril et al., 1992)
Identification	Galerie API® Campy bioMérieux®

Les *Campylobacter* sont des bactéries trouvées dans le tube digestif des animaux, notamment les volailles, les ovins et les porcs. La contamination de l'homme se fait par voie digestive. Les cas de Campylobactériose sont le plus souvent sporadiques. L'eau ou des laitages contaminés ont été à l'origine d'épidémies (Avril et al., 1992).



4. Les Mycobactéries

Les bactéries du genre *Mycobacterium* sont des bacilles qui ne se colorent pas facilement mais qui, une fois colorés, résistent à la décoloration par l'acide et l'alcool et sont de ce fait dits « acido-alcool-résistants ». Le genre comprend de nombreuses espèces saprophytes ou commensales et des espèces pathogènes dont les deux principales sont : *Mycobacterium tuberculosis*, agent de la tuberculose, et *Mycobacterium leprae*, agent de la lèpre (Anonyme 2002, 2003).

La *M. tuberculosis* est un parasite strict de l'espèce humaine. La transmission interhumaine est habituellement directe et se fait par voie aérienne (Anonyme 2002, 2003).

Tableau 4: Caractères cultureux et morphologie des colonies de quelques mycobactéries (Bendadda, 2010)

Espèces	Morphologie	Caractères cultureux
<i>M. tuberculosis</i>	<ul style="list-style-type: none"> - Bacilles fins, immobiles, grêles, rectilignes parfois légèrement incurvés 1 à 4µm de longueur pour 0,3µm de largeur - Présence de granulations acidophores libre, prenant le Gram - Parfois disposés en groupements dits «cordes» ou en «moustaches» 	<ul style="list-style-type: none"> - Culture en 10 à 30 jours - Colonies R « rough » - pigmentées (crème beige) - Atteignant jusqu'à 5 à 10 mm de diamètre - Aspect caractéristique en «Choux-fleurs»
<i>M. avium-intracellulare</i>	<ul style="list-style-type: none"> - Similaires à <i>M. bovis</i> mais plus - Polymorphes (coccobacilles à forme bacillaire) 	<ul style="list-style-type: none"> - Culture lente - Colonies S, petites et dissociées, achromogènes mais pouvant se - pigmenter en vieillissant

5. Les Staphylocoques

Le genre *Staphylococcus* appartient à la famille des Staphylococcaceae. (Hennekinne, 2009). Parmi les 27 espèces du genre actuellement répertoriées, les principales sont *Staphylococcus aureus*, *S. epidermidis* et *S. saprophyticus* (Arnal, 2003). Les caractères principaux staphylocoques sont présentés dans le tableau suivant :



Tableau 5: Les caractères principaux staphylocoques (Delarras, 2007)

Morphologie	- Cocci de 0.5 à 1 µm de diamètre : - En amas (grappes de raisin) : <i>Staphylococcus aureus</i> - En paires, amas irréguliers : autres espèces
Coloration de Gram	- Gram+
Mobilité	- Immobile (mouvements browniens)
Type respiratoire	- Anaérobies facultatif en générale
Oxydase	- Positive
Catalase	- Positive
Coagulase	- Coagulase+ : en général <i>S.aureus</i> subsp. <i>aureus</i> et <i>S.aureus</i> subsp. <i>anaerobius</i> - Coagulase - : cf. <i>supra</i>
Conditions de culture	- Ttempérature optimale à 37°C ; croissance à 10°C et à 45°C selon les espèces - pH optimal de 7.2 à 7.4
Cractères spécifiques	- Halotolérants : 6.5% de NaCl
Milieux de culture d'usage courant	- Gélose nutritive, gélose trypticase soja
Milieux d'enrichissement sélectifs	- Bouillon de Giolitti-Cantoni
Milieux d'isolement sélectifs	- Gélose Baird-Parker, gélose Chapman
Identification biochimique	- API® Staph bioMérieux® , ID 32 Staph bioMérieux®

6. Les Streptocoques

Les streptocoques sont des cocci à Gram positif différenciables des staphylocoques par l'absence de catalase (Tony et *al.*, 1997). La famille des Streptococcaceae comprend sept genres. Parmi eux, *Streptococcus* et *Enterococcus* regroupent la plupart des espèces responsables d'infections humaines (Anne et *al.*, 2008). D'après leur pouvoir hémolytique on distingue :

- Hémolyse incomplète : streptocoques α hémolytiques.
- Hémolyse complète : streptocoques β hémolytique.
- Pas d'hémolyse : streptocoques non hémolytiques.



Dans l'ensemble des streptocoques du groupe D, on trouve trois espèces commensales du tube digestif de l'homme et des animaux ; *S. bovis* est le plus fréquemment isolé (Anne et *al.*, 2008). Les caractères principaux des *streptocoques*, utiles en analyse de routine sont respectivement présentés dans le tableau suivant :

Tableau 6 : Caractères principaux des *streptocoques* (Delarras, 2007)

Morphologie	- Cocci ovalaires ou sphériques, de 0.6 à 1 µm en moyenne, isolés, en diplocoque, chaînettes ou chaînes
Coloration de Gram	- Gram positif
Capsule	- Chez <i>streptococcus pneumoniae</i> (diplocoques encapsulés)
Mobilité	- Immobiles en général
Type respiratoire	- Anaérobies facultatifs
Catalase	- Négatif
Conditions de culture	- Température générale : 20 à 42 °C - Température optimale : 35 à 37°C
Caractères spécifiques et distinctifs	- Test hémolyse sur gélose Columbia au sang - Test bacitracine (antibiotique) : sensible pour les streptocoques du groupe A (β-hémolytiques) - Test hippurate : + pour les <i>streptocoques</i> du groupe B (β-hémolytiques) - Test à l'optochine : sensible pour <i>Sc. Pneumoniae</i> - Test de lyse de la bile pour <i>Sc. Pneumoniae</i>
Milieux de culture	- Milieux enrichie le plus souvent : gélose Columbia au sang, gélose trypticase soja au sang, gélose chocolat au polyvitex...
Milieux d'isolement	- Gélose Columbia au sang avec ANC...
Identification	- API20Strep bioMérieux®, Rapid ID 32 Strep bioMérieux®

7. Les Entérocoques

Les entérocoques sont des Cocci à Gram positif, catalase négative, disposés en diplocoques, à métabolisme anaérobie facultatifs, sont des germes habituellement retrouvés dans la flore du tube digestif (selles) et colonisent fréquemment la peau et les voies génito-urinaires.



Les entérocoques poussent sur milieu ordinaire, sur milieu hostile (NaCl 6,5%, bile). Ils sont bien moins sensibles aux antibiotiques que les autres streptocoques (Anonyme, 2002, 2003). Les principaux caractères d'identification des entérocoques sont présentés dans le Tableau 7 :

Tableau 7 : Caractères principaux des entérocoques (Delarras, 2007)

Morphologie	- Cocci de 0.6 à 1 µm en moyenne, ovalaire, isolé, en - diplocoques, chainettes ou chaînes
Mobilité	- Immobiles
Condition de culture	- Température générale : de 10 à 43 °C - Température optimale : 30 à 37 °C - pH optimale : 7.2 à 7.4 ; croissance à pH 9.6 - Croissance dans les milieux hostiles à 6.5 % de NaCl
Caractères spécifiques	- Test esculine : 99 à 100 % positif - Test Pyra : 98 à 100 % positif
Milieux de culture courants	- Gélose nutritive, gélose trypticase soja
Milieux d'enrichissement	- Bouillon de Rothe et bouillon de Litsky
Milieux d'isolement	- Gélose BEA
Sélectifs	- Gélose de Slanetz et Bartley
Identification biochimique	- API20 Strep et Rapid ID 32 Strep bioMérieux®

8. Les Lactobacilles

Le genre des *Lactobacillus* contient près de 80 espèces. Les *Lactobacillus* sont des bâtonnets non sporulant et parfois des coccobacilles à Gram positif, dépourvus de catalase et de cytochrome. Ils sont généralement facultatifs ou microaérophiles, utilisant les hydrates de carbone comme principale source d'énergie (Prescott et *al.*, 2003). Ils se développent au mieux dans des conditions légèrement acides, quand le pH avoisine les 4,5 à 6,4 (Prescott et *al.*, 2003).

9. Les Bacillus

Le genre *Bacillus* est très hétérogène et comprend au moins 36 espèces. La classification la plus utilisée se fonde sur la forme de la spore et distingue 3 groupes :

- *bacillus* à spore ovale non déformante



- *bacilles* à spore ovale déformante
- *bacilles* à spore ronde déformante

Les *Bacillus anthracis* est l'espèce la plus pathogène, responsable du "charbon" qui atteint les animaux, mammifères (ovins, caprins), certains oiseaux (autruches, canards), des insectes et leurs larves et occasionnellement l'homme (Anne et *al.*, 2008). Les caractères principaux sont présentés dans le Tableau 8 :

Tableau 8 : Caractères principaux des *Bacillus* (Delarras, 2007)

Morphologie	<ul style="list-style-type: none"> - Bacilles à extrémités plus ou moins rectangulaires de 3 à 9 μm - Présence de capsules polypeptidiques chez <i>Bacillus anthracis</i> - Spores ou endospores libres ou dans leur sporange
Coloration de Gram	- Gram + (parfois faible)
Mobilité	<ul style="list-style-type: none"> - + à ciliation péritriche - <i>Bacillus anthracis</i> immobile
Type respiratoire	- Aérobie stricts ou anaérobies facultatifs
Oxydase	- \pm (négative en général)
Catalase	- Positive
Condition de Culture	<ul style="list-style-type: none"> - Espèces mésophiles : se développent à 30 °C en 24 à 48 heures. - Espèces psychrotrophes (certaines souches de <i>B. cereus</i>) : se développent à 20 °C en 18 à 48 heures. - Espèces thermophiles : se développent à 55 °C en 12 à 16 heures.
Caractères Spécifiques	<ul style="list-style-type: none"> - Exigent 3 à 12 % de NaCl suivant les espèces. - Produire des acides à partir du glucose.
Milieux de culture	<ul style="list-style-type: none"> - Milieux d'usage courant, donnant sur milieu gélosé des colonies de type R
Milieux d'isolement Sélectif	- Agar sélectif pour la culture du <i>Bacillus cereus</i> selon Mossel
Identification Biochimique	- API® 50 CH avec API® 50 CHB/E medium et API® 20 E bioMérieux®



2. Les zoonoses aviaires

On appelle zoonose toute maladie infectieuse et contagieuse commune à l'homme et à l'animal. Nous nous intéresserons plus précisément ici aux contaminations de l'animal vers l'homme. Nous passerons ainsi en revue les principales maladies bactériennes, virales et enfin parasitaires qui sont susceptibles d'être transmises des oiseaux à l'homme.

2.1. Les colibacilloses

Les colibacilloses sont sans doute les infections bactériennes les plus fréquentes et les plus importantes en pathologie aviaire. Elles peuvent entraîner de la mortalité, des baisses de performances et des saisies à l'abattoir.

Contrairement aux infections des mammifères, les colibacilloses aviaires prennent des formes générales, avec une voie d'entrée respiratoire ou génitale. La plupart des colibacilloses sont des surinfections, à la suite d'infections virales ou bactériennes (mycoplasmes respiratoires notamment) (Guerin et Boissieu, 2008).

L'agent étiologique de la colibacillose est la bactérie *Escherichia coli* (*E. coli*). Il s'agit d'un bacille Gram négative, non sporulée. Cette bactérie est le plus souvent mobile (Guerin et Boissieu, 2008).

2.2. La Salmonellose

La transmission à l'homme de la salmonellose n'est pas très fréquente mais classique, le risque est réel (1).

Ces bactéries sont très résistantes dans le milieu extérieur, et l'oiseau se contamine facilement par ingestion d'aliments contaminés par des fientes ou au travers de la coquille. Il existe une forme suraiguë avec décès brutal par septicémie, une forme aiguë avec gastro-entérite et troubles nerveux, ou encore une forme chronique (1).

L'homme se contamine par ingestion d'aliments contaminés par des fientes d'oiseaux malades, et déclare alors une gastro-entérite sévère, parfois accompagnée d'une septicémie voire de lésions articulaires (1).

Les symptômes de la maladie sont multiples, les morbidités et la mortalité sont habituellement inférieures à 20% (Ganiere, 2008).



2.3. Yersiniose

Une maladie que l'on appelle également pseudo-tuberculose. Elle est due à *Yersinia pseudotuberculosis* et atteint préférentiellement les canaris, les diamants de Gould, ou encore les toucans. Elle évolue le plus souvent vers le décès brutal de l'animal (1).

La contamination de l'homme par ingestion d'aliments souillés par les fientes d'oiseaux malades est possible, bien qu'exceptionnelle. Par contre, elle est particulièrement dramatique car il développe alors une forme septicémique souvent mortelle (1).

2.4. Le Botulisme

Le botulisme est une maladie animale et humaine caractérisée par une atteinte nerveuse, causée par l'action d'une toxine produite par une bactérie, *Clostridium botulinum*. Cette atteinte nerveuse se traduit par une variété des signes cliniques, tous associés à la paralysie de muscles locomoteurs, respiratoires ou viscéraux.

Chez l'homme, le botulisme est essentiellement lié à la consommation de conserves mal préparées ou altérées. Chez l'animal, la consommation de cadavres décomposés est la source majeure de contamination (Guerin, 2007).

2.5. La Campylobactériose

Elles sont à l'origine d'une zoonose bactérienne désignée sous le nom Campylobactériose (Afssa, 2006). Toutes les espèces de *Campylobacter* sont multi-résistantes à de nombreux antibiotiques et notamment à des antibiotiques de dernière génération (OIE, 2008).

Les symptômes de la Campylobactériose chez l'homme peuvent comprendre de la fièvre, des maux de tête et des douleurs musculaires, suivis d'une diarrhée souvent sanglante, de douleurs d'estomac, de crampes, de nausées et de vomissements. Certaines personnes, particulièrement les personnes immunodéficientes, développeront une maladie plus grave comme la septicémie (DSP, 2010).



2.6. La Tuberculose

La tuberculose aviaire est généralement due à *Mycobacterium avium*, (Corrand, 2009). Elle peut toucher toutes les espèces aviaires, sauvages ou domestiques. Des cas d'infections chez les mammifères dont l'homme sont possibles mais rares ; par contre, le porc est très sensible à *M. avium*, (Corrand, 2009).

La tuberculose est une condition très contagieuse. Les fientes d'oiseaux infectés constituent une importante source de contamination (Anonyme 2013). L'infection peut être transmise d'un troupeau à l'autre par du matériel contaminé et par les oiseaux sauvages (Anonyme 2013).

2.7. Les staphylococcies

Il s'agit des bactéries appartenant au genre *Staphylococcus*, couramment appelées staphylocoques. Il en existe plusieurs espèces, chacune étant spécifique c'est-à-dire infectant généralement une seule espèce animale ou l'homme. Mais parfois la transmission d'un staphylocoque animal à l'homme est possible, il s'agit alors d'une zoonose (Ternoy, 2006).

Il s'agit d'affections très fréquentes chez la plupart des animaux (Ternoy, 2006). L'homme est infecté par un staphylocoque d'origine animale lors de contact avec un animal malade (Ternoy, 2006)

2.8. Les Streptococcies

Il s'agit des bactéries appartenant au genre *Streptococcus*, couramment appelées streptocoques. Il en existe plusieurs espèces, chacune infectant généralement une seule espèce animale ou l'homme. Mais la transmission de certains streptocoques d'origine animale à l'homme est possible, il s'agit alors d'une zoonose. L'espèce de streptocoques transmissibles à l'homme est *Streptococcus agalactiae*.

L'homme peut être infecté par un streptocoque d'origine animale lors de contact avec un animal malade, la transmission par inoculation accidentelle est documentée (Ternoy, 2006).



2.9. Les Entérocoques

Les Entérocoques sont responsables d'infections de poussins d'un jour d'âge et du sac vitellin. *E. faecalis* est le plus souvent associé à une maladie des oiseaux, et entraîne une endocardite chez le poulet et des granulomes hépatiques chez la dinde. Une arthropathie amyloïde et une amyloïde systémique peut aussi se produire.

Chez le canard, il y a une arthrite et une septicémie chez le caneton. *E. faecalis* peut aussi toucher le canari et peut être à l'origine d'une trachéite. (Devriese et *al.*,1990 ; Cardona *al.*,1993)

2.10. Le charbon

La fièvre charbonneuse (ou charbon bactérien) est une maladie infectieuse le plus souvent d'origine tellurique, due à *B. anthracis*, affectant les mammifères domestiques ou sauvages, principalement les herbivores et transmissible à l'homme.

Pour les animaux, par ordre de sensibilité décroissante à l'infection, on trouve les petits ruminants, les grands ruminants et les équidés domestiques et sauvages ; viennent ensuite les rongeurs, les lagomorphes et les suidés ainsi que certains oiseaux (autruches, canards de barbarie). Chez les animaux, elle se manifeste généralement par des localisations respiratoires, digestives, urogénitales, nerveuses ou circulatoires évoluant de façon aiguë vers une septicémie et la mort (Anonyme, 2005).

2.11. La listériose

La listériose est une infection essentiellement animale, accidentellement humaine (Rossel, 2003). En effet, elle n'est pratiquement jamais signalée dans les pays en voie de développement. Ceci peut s'expliquer par le manque de moyens de diagnostic (Charve, 2002).

Chez les animaux elle est très répandue dans les zones tempérées, à manifestation sporadique (Kaismoune, 2009). L'espèce principale responsable de la listériose humaine est *Listeria monocytogenes*, la maladie est rare mais grave, dont la durée d'incubation est variable, de quelque jour à deux mois ; elle revêt deux forme :

- La listériose materno néonatale concernant les femmes enceintes et les nouveaux nés.
- La listériose non materno néonatale affectant de préférence les personnes immunodéprimées, les personnes âgées ou les diabétiques.



Cette maladie atteint plus rarement les enfants et les adultes en bonne santé (Delarras, 2007).

2.12. La mycoplasmose

Les mycoplasmoses aviaires sont des maladies infectieuses largement répandues dans le monde (Aimeur et *al.*, 2010). Ils sont des infections respiratoires, génitales ou articulaires. Ce sont des maladies insidieuses, courantes, qui ont néanmoins régressé ces dernières années (Guérin et Boissieu, 2008).

De par leur absence de paroi, les mycoplasmes sont résistants aux antibiotiques de la famille des β -lactamines, mais sont sensibles aux désinfectants. Généralement considérées comme des bactéries fragiles, les mycoplasmes aviaires peuvent survivre dans le milieu extérieur pendant plusieurs jours (Gautier et Kempf, 2008).

Les oiseaux abritent une vingtaine de sérotype de mycoplasmes. Les espèces les plus pathogènes sont : *M. gallisepticum*, *M. synoviae*. Puis viennent, en fonction des circonstances, *M. meleagridis*, *M. iowae*. Les autres espèces sont considérées comme inoffensives la plupart du temps (Heleili, 2011).

La transmission des mycoplasmes est soit verticale par l'intermédiaire des œufs à couver, soit horizontale, principalement par voie respiratoire. La transmission horizontale résulte soit de contacts directs entre oiseaux malades ou porteurs et oiseaux sensibles, soit de contacts indirects par l'intermédiaire de l'homme, des oiseaux sauvages (Corinne et *al.*, 2001).

2.13. La pasteurellose aviaire

La pasteurellose est une maladie infectieuse, due à *Pasteurella multocida*, affectant de nombreuses espèces d'oiseaux. Elle doit son nom à Louis Pasteur, qui a précisé les caractéristiques du germe en cause, lequel avait été découvert dès 1879 par Toussaint. On rencontre la maladie dans le monde entier, sous forme sporadique ou enzootique, aiguë ou chronique (Guérin et Boissieu, 2008).

L'agent de la pasteurellose est *Pasteurella multocida*, bactérie Gram négatif ubiquitaire, immobile, capsulée, extracellulaire. C'est une bactérie anaérobie facultative qui pousse de préférence à 37°C (Acha et Szyfres, 2005).



La transmission est horizontale, indirecte mais surtout directe. Il ne semble pas exister de transmission verticale. Les réservoirs de *P. multocida* peuvent être des oiseaux de l'élevage infecté (porteurs chroniques ou survivants), ou des oiseaux sauvages pénétrant dans l'élevage. Les matières virulentes sont les sécrétions buccales, nasales, conjonctivales. Toutes les éjections et souillures des oiseaux malades sont contaminants (Guérin et Boissieu, 2008).

2.14. La candidose

La candidose : est une maladie connue depuis longtemps chez les oiseaux. Elle affecte surtout l'appareil digestif, notamment l'œsophage et le jabot. Elle se rencontre essentiellement chez les oiseaux débilités ou à la suite de traitements antibiotiques mal maîtrisés. Certaines espèces (palmipèdes, pintade) sont particulièrement concernées (Guérin et Boissieu, 2008).

C'est une infection opportuniste cosmopolite, commune à de nombreuses espèces d'oiseaux. Beaucoup d'oiseaux sont porteurs de *Candida* sans pour autant déclarer la maladie (Pressanti, 2007).

La maladie peut passer inaperçue dans les cas bénins. Dans les cas aigus, l'alimentation ou de l'abreuvement sont douloureux et les oiseaux vont alors réduire leur consommation. Les oiseaux deviennent apathiques, anorexiques. La croissance est ralentie et le lot devient hétérogène. La morbidité et la mortalité sont en général faibles (Guérin et Boissieu, 2008).



RESULTATS

1. Biologie de la reproduction de l'hirondelle de fenêtre

Les hirondelles de fenêtre (*Delichon urbica*) sont arrivées dans notre région d'étude à partir de début du mois de février avec un arrivage massif enregistré vers la fin février et mi-mars. Cette espèce a effectué deux pontes successives. Le départ vers les quartiers d'hiver se fait vers la mi-octobre.

Les couples d'hirondelles de fenêtre les plus précoces ont occupés les anciens nids, alors que les couples tardifs ont commencé la construction des nouveaux nids à partir de la fin du mois de mars.

1.1. Caractéristiques des nids

Les nids de la colonie étudiée sont construits à une hauteur moyenne de 7,60 m par rapport au sol. La largeur moyenne du trou d'envol des nids est de 17,65 mm et variée de 8,35 mm à 27,05 mm, longueur moyenne est égale à 49,72 mm ; varié de 22,20 mm jusqu'à 116,10 mm.

Tableau 15 : Caractéristiques des nids de l'hirondelle de fenêtre.

	Hauteur du nid	Largeur du trou d'envol	Longueur du trou d'envol
Moyenne	7,6 (m)± 0,00	17,65 (mm)±4,88 (N=28)	49,72 (mm)±22,71 (N=28)
± écartype	(N=28)	(8,352; 27,05)	(22,20; 116,10)

1.2. Paramètre de reproduction

1.2.1. Date de ponte

Durant la saison 2014, la date de ponte moyenne est enregistrée le 08 mai. Le premier œuf du couple le plus précoce a été pondu le 20 avril et celui du plus tardif le 12 juin. En ce qui concerne la seconde ponte, la date moyenne de ponte est le 17 juin, le premier œuf est pondu le 7 juin et le plus tardif le 6 juillet. Soit une durée de ponte de 76 jours. Le max du ponte a été enregistré durant les deux premières semaines du mois de mai.

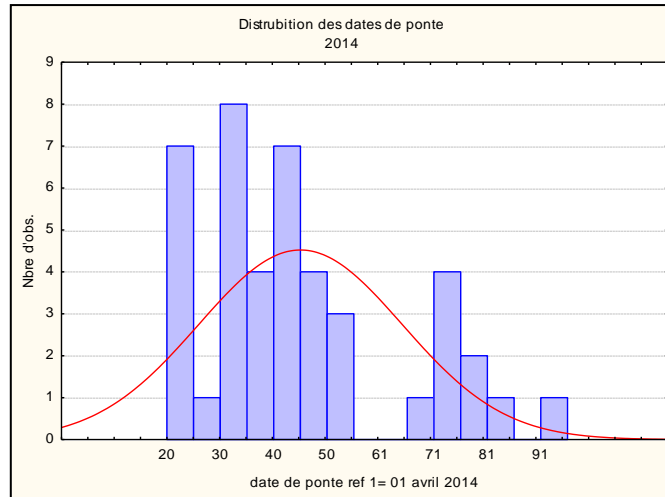


Figure 10 : Répartition saisonnière des pontes durant la saison d'étude 2014.

1.2.2. Grandeur de ponte

La grandeur de ponte moyenne de la première couvée est de 4,4 œufs. Elle varie entre 2 et 6 œufs par nichée. Pour la seconde couvée elle est de 3,13 œufs, avec 2 à 4 œufs par nichée.

Durant cette saison de reproduction les pontes les plus fréquentes au cours de la première ponte sont de 5 œufs avec un pourcentage de 51,43 %. Pour la seconde ponte, les grandeurs de ponte les plus fréquentes sont de 3 œufs avec un pourcentage de 62,50% (Fig. 8). Le pourcentage de deuxièmes pontes réalisées est de 22,85%.

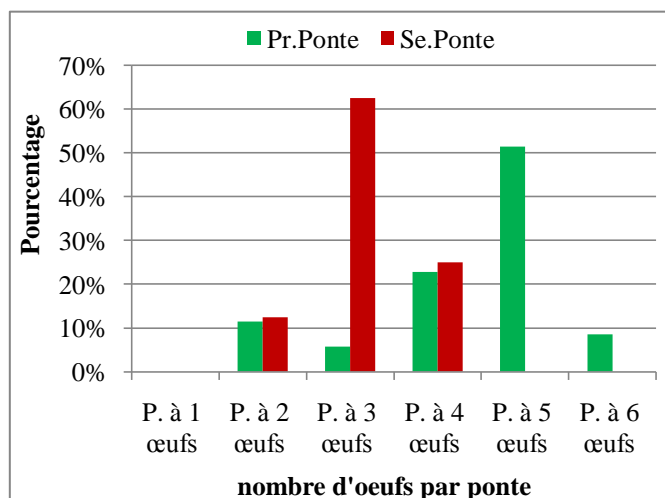


Figure 8: Pourcentage de la grandeur de ponte pour la première et la seconde ponte.



Le nombre d'œufs pondus présente une corrélation significative et négative avec le date de ponte ($r = -0,5089$, $P \leq 0,000$).

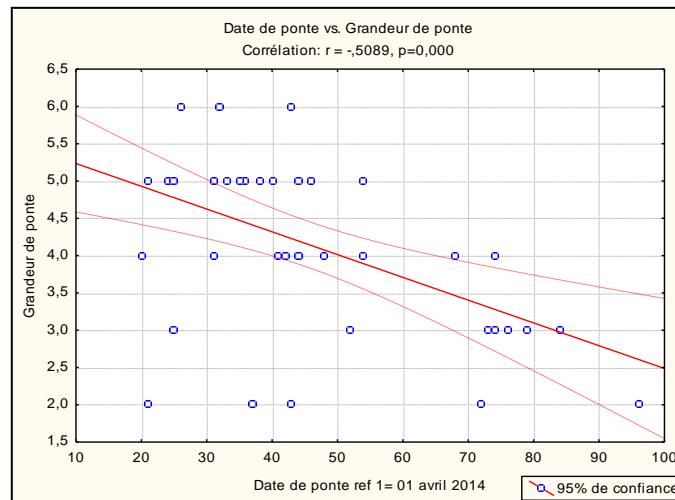


Figure 11 : Corrélation entre la date de ponte et la grandeur de ponte.

L'analyse de la variation de la grandeur de ponte montre l'existence d'une différence significative entre la première et la seconde ponte ou ($F_{1,41}=9,5860$; $p=,00353$).

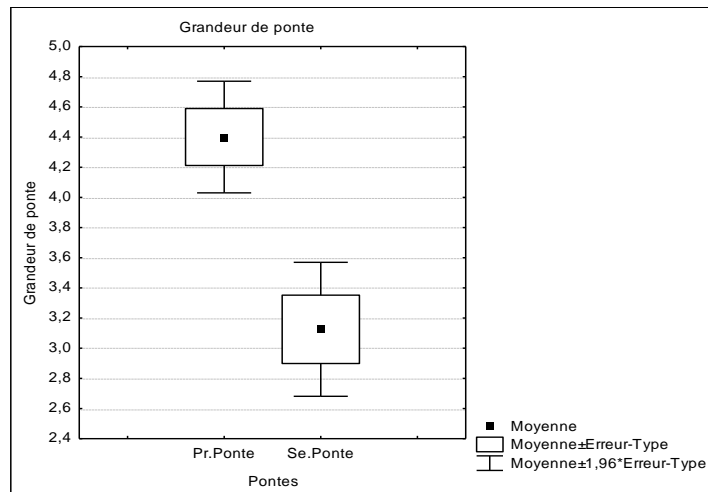


Figure 12 : Variation de la grandeur de ponte entre la première et la seconde ponte.

1.2.3. Durée de l'incubation

L'incubation a durée de 12,70 jours en moyenne pour les œufs de la première ponte. Elle a varié entre 9 et 16 jours. Durant la seconde ponte la durée moyenne de l'incubation est de 12,40 jours pour la seconde ponte et a varié entre 12 et 13 jours. Il n'existe aucune



différence significative dans la durée de l'incubation de la première et la seconde ponte ($F_{1,38}=0,15333$; $p = 0,69756$).

1.2.4. Nombre des œufs éclos

Le nombre moyen d'œufs éclos de la première ponte est de 3,14 avec des limites de 0 à 6 œufs. Pour la seconde ponte le nombre moyen des œufs éclos est de 2 avec des limites de 0 à 4 œufs. Il existe une corrélation négative et significative entre le nombre d'œufs éclos est la date de ponte ($r=- 0,4057$; $P=0,007$).

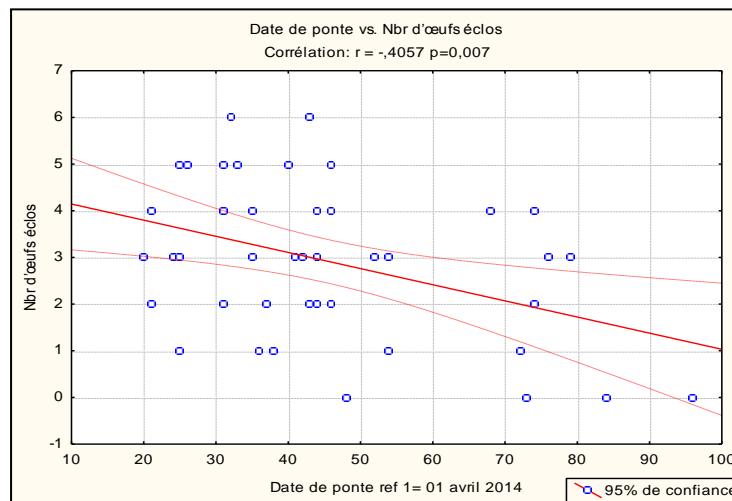


Figure 13 : Corrélation entre la date de ponte et le nombre des œufs éclos (Première ponte).

Ce paramètre présente également une corrélation positive et significative avec la grandeur de ponte où ($r = 0,58567$; $p \leq 0,000$).

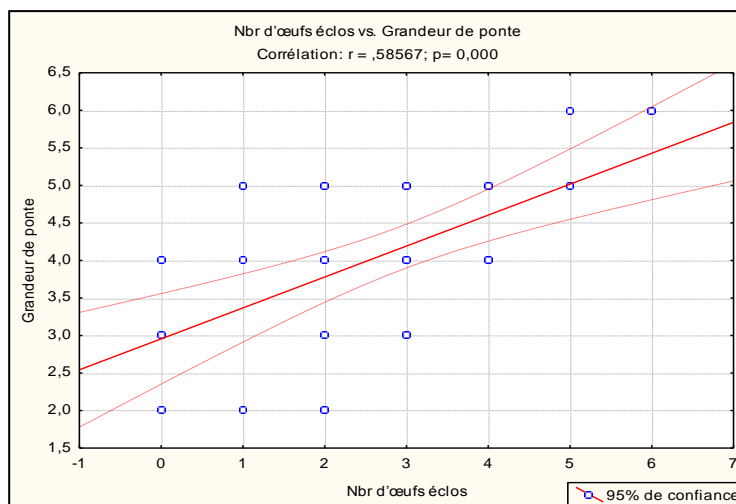


Figure 14 : corrélation entre le nombre d'œufs éclos et la grandeur de ponte.



L'analyse de la variance montre que ce paramètre ne présente aucune différence significative entre les deux pontes ou ($F_{1,41}=3,3437$; $p=,07474$).

1.2.5. Nombre des jeunes à l'envol

Le nombre moyen des jeunes à l'envol est de 3,0 par couple avec des limites de 0 à 6 pour la première ponte. En revanche, pour la seconde ponte la moyenne est de 2 avec des limites de 0 à 4 oisillons. Il n'existe aucune différence significative entre les deux pontes où ($F_{1,31}=2,724$; $p=0,106$).

Ce paramètre présente une corrélation négative et significative avec la date de ponte ($r= -0,3416$; $P=0,025$).

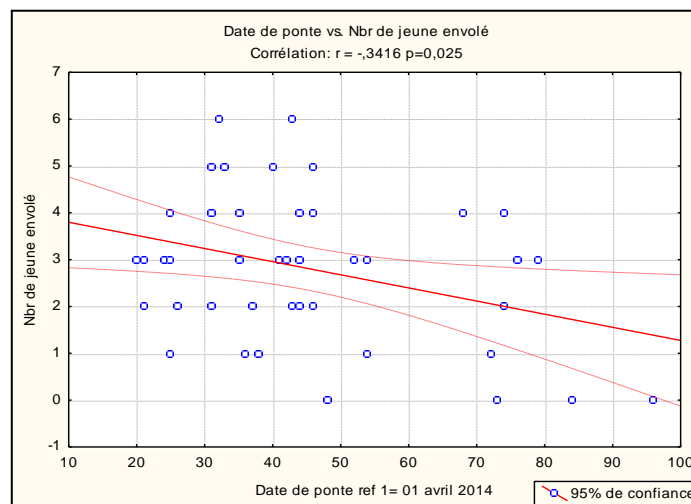


Figure 15 : Corrélation entre la date de ponte et le nombre des jeunes envolées.

Ce paramètre présente également une corrélation positive et significative avec la grandeur de ponte ($r = ,51438$; $p \leq 0,000$).

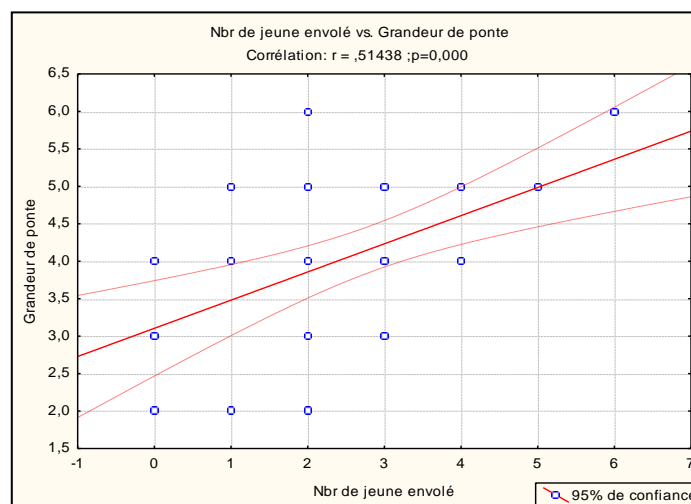


Figure 16 : Corrélation entre le nombre de jeune envolé et la grandeur de ponte.



1.2.6. Succès à l'éclosion

Le succès à l'éclosion, varie entre 0 % et 100 % avec une moyenne de 72,24 % pour la première et 58,33% pour la seconde ponte. Il n'existe aucune corrélation avec la grandeur de ponte ou ($r=0,0808$; $p=0,607$).

Ce paramètre présente une corrélation négative et significative avec la date ponte ($r=-0,3019$; $p=0,049$).

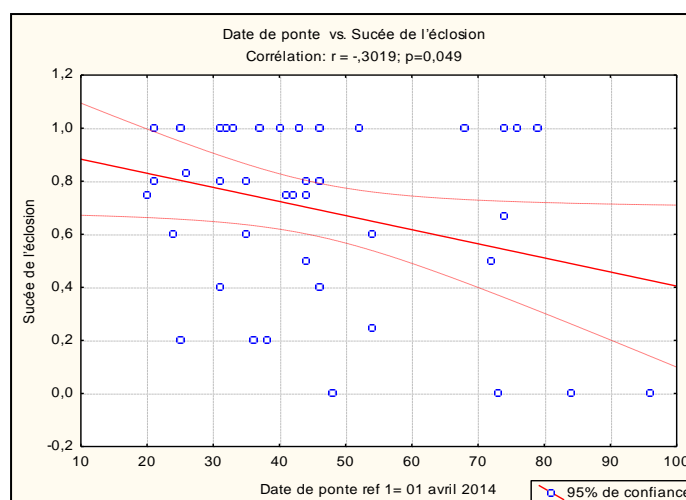


Figure 17 : Corrélation entre la date de ponte et succès de l'éclosion.

Le succès à l'éclosion ne diffère pas entre la première et la seconde ponte où ($F_{1,31}=1,10$; $p=0,30$).

1.2.7. Succès à l'envol

Le succès moyen à l'envol pour la première ponte est de 96,91 % avec des limites qui varient entre 100 % et 0 %. Pour la seconde ponte il est de 100 %. Il n'existe aucune différence entre la première et la seconde ponte où ($F_{1,41}=0,27$; $p=0,09$)

Le succès à l'envol n'est pas corrélé à la grandeur et date de ponte ou ($r=-0,297$; $p=0,066$; $r=0,274$; $p=0,092$) respectivement.

1.2.8. Succès de reproduction

Le succès de la reproduction varie de 0 à 100 % avec une moyenne de 69,67% pour la première ponte et de 58,33% pour la seconde ponte. Durant la première ponte de cette saison, le succès à la reproduction présente une très forte corrélation positive avec le nombre d'œufs éclos ($r = 0,74722$, $p \leq 0,000$).

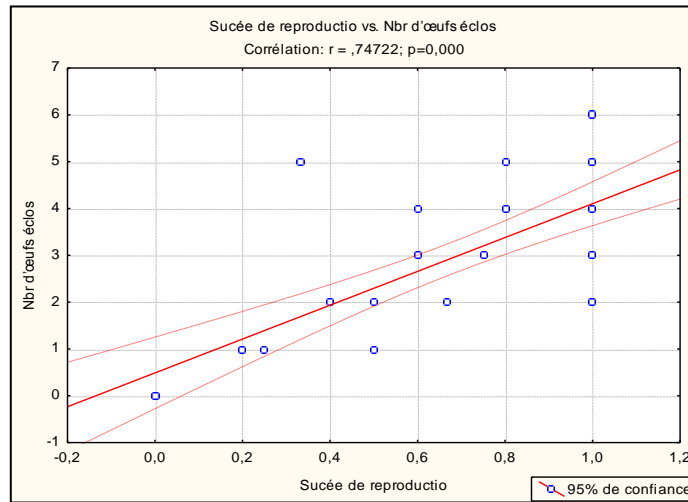


Figure 18 : Corrélation entre succès de reproduction et nombre d'œuf éclos.

Même corrélation positive est observé avec le nombre des jeunes envolés ou ($r=0,81981$; $p\leq 0,000$).

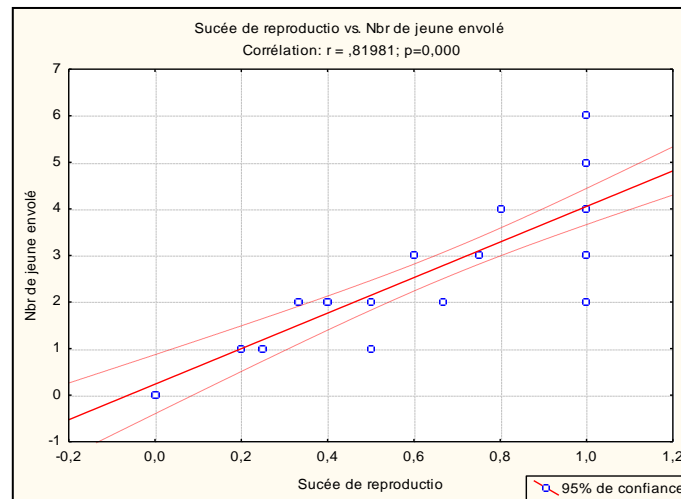


Figure 19 : Corrélation entre succès de reproduction et nombre jeune envole.



2. Bactériologie des fientes de l'hirondelle de fenêtre

2.1. Identification des souches bactériennes

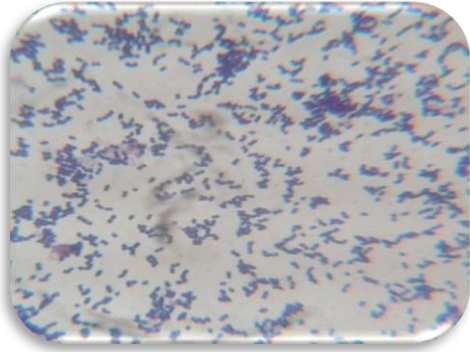
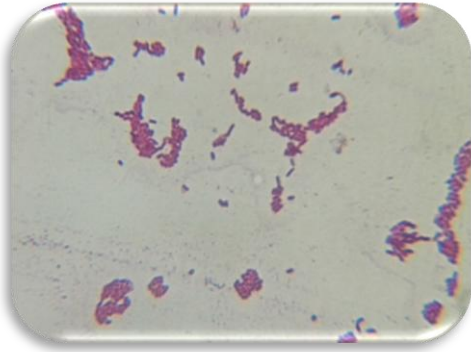
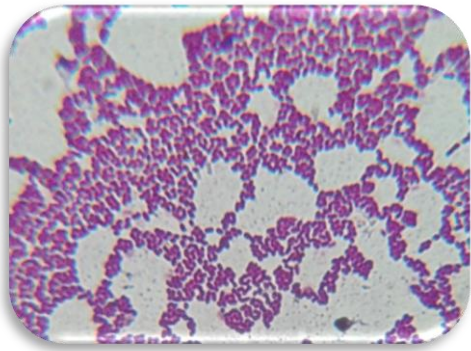
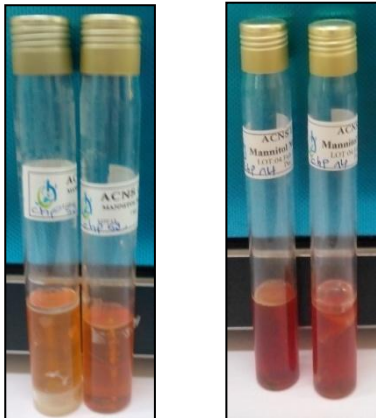


2.1.1. Caractères morphologiques et coloration de Gram

Le repiquage successif utilisé dans le seul but de purifier les souches nous a permis de distinguer les caractères de toutes les colonies sur leurs milieux préférentiels d'isolement. Ces données sont résumées dans le Tab.16 :

Tableau 16: Aspect macroscopique et microscopique des colonies bactériennes isolées des fientes de l'hirondelle de fenêtre.

Culture	Observation macroscopique	Observation microscopique
Gélose Hektoen	<ul style="list-style-type: none"> -Verte ou bleuâtre, bossue, circulaire, ondulés, rigoureuse. -Transparente légèrement blanchâtre. - Jaune saumon, bambée, lisse, 1mm de diamètre. - Colonie verte avec centre noir. 	<ul style="list-style-type: none"> -Bacilles isolés, Gram négative. -Bacilles isolés, Gram négative.
Viande foie	-Résultats négatifs.	
Milieu Chapman	<ul style="list-style-type: none"> -Petite, opaque, lisse, bombée, à contour régulier, de couleur blanche. -Bombée, lisse, à contour régulier, jaunâtre avec virage de couleur du milieu entourant les colonies au jaune brillant 	<ul style="list-style-type: none"> -Cocci groupés en amas, Gram positif. -Cocci, groupés en amas, en paires, Gram positif.
Gélose SS	<ul style="list-style-type: none"> - Colonie transparente, petite, contour régulier. - Colonie lactose négative avec centre noir. 	<ul style="list-style-type: none"> - Bacille Gram négative. - Bacille Gram négative.
Cétrimide	- Colonie de petite taille, contour régulier, blanche, bombé.	- Bacille Gram négative.
GNAB	- Colonie transparente, brillante, petite, contour régulier	- Bacille Gram négative.
Slanetz	- Colonie de très petite taille, bombé, contour régulier.	- Cocci en chaînette (trois à cinq coques), Gram positive.



	
<p>Figure 20 : Cocci Gram positive en chaînette (Slanetz)</p>	<p>Figure 21 : Bacille Gram negative (Hecktoen,SS)</p>
	
<p>Figure 22: Cocci Gram positive en amas (Chapman)</p>	<p>Figure 23: Dégradation de mannitol (<i>Staphylocoques</i>)</p>
	
<p>Figure 24 : Recherche de catalase (Cocci Gram positive)</p>	<p>Figure 25 : Recherche d'oxydase (Bacille Gram négative)</p>



2.1.2. Résultats de l'identification par la galerie API20E

Les résultats de l'identification biochimique en utilisant la galerie biochimique API20E nous ont permis d'identifier les espèces bactériennes suivantes (Tab.17):

Tableau 17 : Résultats de l'identification par l'API20E.

Galerie biochimique	Souches identifiées
API20E	- <i>Escherichia coli. 1.</i>
	- <i>Citrobacter brakii.</i>
	- <i>Klebsiella ornithinolytica.</i>
	- <i>Salmonella arizonae.</i>
	- <i>Proteus mirabilis.</i>
	- <i>Enterobacter cloacae.</i>
	- <i>Pontoea ssp4.</i>
	- <i>Klebsiella pneumoniae</i>
	- <i>Serratia liquefaciens.</i>
	- <i>Enterobacter sakazakii.</i>
	- <i>Serratia marcescens.</i>
	- <i>Serratia odorifera.</i>
- <i>Kleyvera spp.</i>	

Les profils biochimiques des souches bactériennes identifiées par la galerie biochimique API20E sont présentés dans les figures suivantes :



Figure 26 : Profil biochimique de *Citrobacter brakii*.



Figure 27 : Profil biochimique de *Klebsiella ornithinolytica*.



Figure 28 : Profil biochimique de *Salmonella arizonae*.



Figure 29: Profil biochimique de *Enterobacter cloacae*.



Figure 30 : Profil biochimique de *Enterobacter sakazakii*.



Figure 31 : Profil biochimique de *Serratia oderifera. 1.*



Figure 32 : Profil biochimique de *Kleyvera sp*



2.1.3. Résultats de la recherche des *Staphylococcus*

Les résultats de l'identification par les différents tests biochimiques et la galerie APIstaph sont résumés dans le tableau 18 :

Tab 18: Résultats du profil biochimique de *Staphylococcus*.

	Coloration de Gram	Catalase	Staphylocoagulase	Galerie APIstaph
1	Cocci Gram (+) en amas	Positive	Négative	<i>Staphylococcus sciuri</i>
2	Cocci Gram (+) en amas	Positive	Négative	<i>Staphylococcus hominis</i>
3	Cocci Gram (+) en amas	Positive	Négative	<i>Kocuria kristinae</i>
4	Cocci Gram (+) en amas	Positive	Négative	<i>Staphylococcus hyicus</i>
5	Cocci Gram (+) en amas	Positive	Négative	<i>Staphylococcus xylosus</i>
6	Cocci Gram (+) en amas	Positive	Négative	<i>Micrococcus spp</i>

Les profils biochimiques des souches bactériennes identifiées par la galerie biochimique API20Staps sont présentés dans les figures suivantes :



Figure 33 : Profil biochimique du *Staphylococcus sciuri*.



Figure 34 : Profil biochimique du *Staphylococcus hominis*.



Figure 35 : Profil biochimique du *Kocuria kristinae*.



Figure 36 : Profil biochimique du *Staphylococcus hyicus*



Figure 37 : Profil biochimique du *Staphylococcus xylosus*.



Figure 38 : Profil biochimique du *Micrococcus* spp.

2.1.4. Résultats de la recherche des Streptocoques

Les résultats de l'identification biochimique par galerie API20Streps sont présentés dans le tableau 19 :

Tableau 19 : Résultats du profil biochimique de *Streptocoque*

	Coloration de Gram	Esculine	Catalase	Type d'hémolyse	Galerie APIstrep
1	Cocci G(+) en chaînette	Halo noir auteur de la colonie (ESC+)	Négative	Non hémolytique	<i>Lactococcus cremoris</i>
2	Cocci G(+) en chaînette	Halo noir auteur de la colonie (ESC+)	Négative	Non hémolytique	<i>Enterococcus faecalis</i>
3	Cocci G(+) en chaînette	Halo noir auteur de la colonie (ESC+)	Négative	Non hémolytique	<i>Aerococcus viridans.2</i>
4	Cocci G(+) en chaînette	Halo noir auteur de la colonie (ESC+)	Négative	Non hémolytique	<i>Aerococcus viridans.1</i>
5	Cocci G(+) en chaînette	Halo noir auteur de la colonie (ESC+)	Négative	Non hémolytique	<i>Enterococcus avium</i>



Les profils biochimiques de quelques souches identifiées par la galerie biochimique API20Strep sont présentés dans les figures suivantes :



Figure 39 : Profil biochimique que de *Lactococcus cremoris*.



Figure 40 : Profil biochimique de *Enterococcus faecalis*.



Figure 41 : Profil biochimique de *Aerococcus viridans*.2.



Figure 42 : Profil biochimique de *Aerococcus viridans*.1.



Figure 43 : Profil biochimique de *Enterococcus avium*.



2.1.5. Résultats de l'identification par API20NE

Les bacilles Gram négative non entérobactérie sont identifiées par la galerie biochimique API20NE les résultats sont résumés dans le tableau 20 :

Tableau 20 : Identification biochimique par la galerie biochimique API20NE.

	Milieu d'isolement	Coloration de Gram	Oxydase	Galerie API20NE et API20E
1	GNAB	Bacille Gram négative	Négative	<i>Chryseomonas luteola</i>
2	GNAB	Bacille Gram négative	Négative	<i>Serratia odorifera</i> 1
3	GNAB	Bacille Gram négative	Négative	<i>Aeromonas hydrophila</i>
4	Cétrimide	Bacille Gram négative	Négative	<i>Pasteurella aerogenes</i>
5	Cétrimide	Bacille Gram négative	Positive	<i>Pseudomonas fluorescens</i>

Les profils biochimiques de quelques souches identifiées par la galerie biochimique API20Streps est présenté dans les figures suivantes :



Figure 44 : Profil biochimique de *Chryseomonas luteola*.

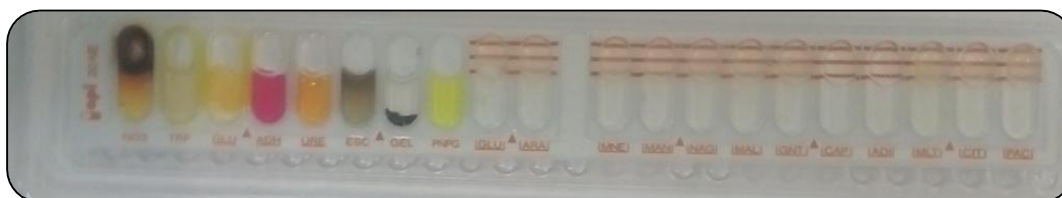


Figure 45 : Profil biochimique de *Aeromonas hydrophila*.



Figure 46 : Profil biochimique de *Pasteurilla aerogenes*.



2.2. Evaluation de l'antibiorésistance :

2.2.1. Les Entérobactéries :

2.2.1.1. *Escherichia coli. 1* :

Le tableau ci-après présente les résultats de l'antibiogramme pour la souche de *Escherichia coli. 1*.

Tableau 21: Résultat de l'antibiogramme pour *Escherichia coli. 1*.

Antibiotique	Fo	Te	Cl	Cz	C	Nit	Amp	Cx	Gen
Diamètre (mm)	27	25	15	0	27	18	00	00	28
Catégorie clinique	S	S	S	R	S	S	R	R	S

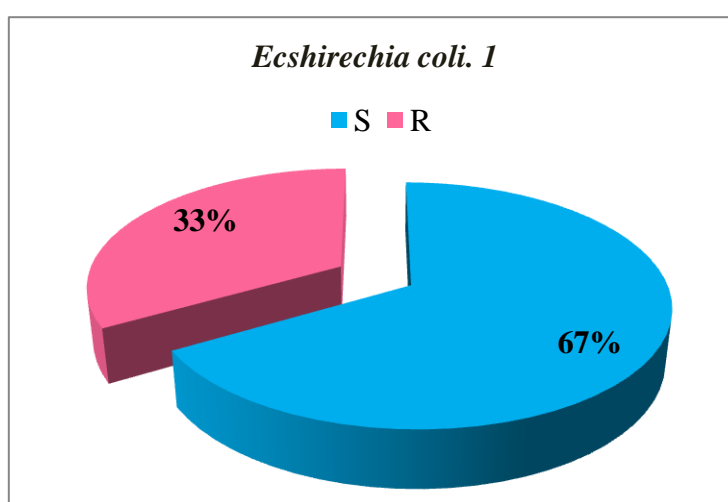


Figure 47 : Taux de résistance de *Ecshirechia coli. 1*.

La souche de *Escherichia coli. 1* identifiée est sensible à 67% aux antibiotiques testés tels que : la Gentamicine, la Nitroxoline, Fosfomycine, Tétracycline, Colistine, Chloramphénicol et elle présente une résistance de 33% à la Cefoxitin, Cefazoline, l'Ampicilline.

2.2.1.2. *Citrobacter brakii*

Le tableau ci-après présente les résultats de l'antibiogramme pour la souche *Citrobacter brakii*.

Tableau 22: Résultat de l'antibiogramme pour *Citrobacter brakii*.

Antibiotique	Fo	Te	Cl	Cz	C	Nit	Amp	Cx	Gen
Diamètre (mm)	23	2	15	00	27	13	00	00	22
Catégorie clinique	S	R	S	R	S	R	R	R	S

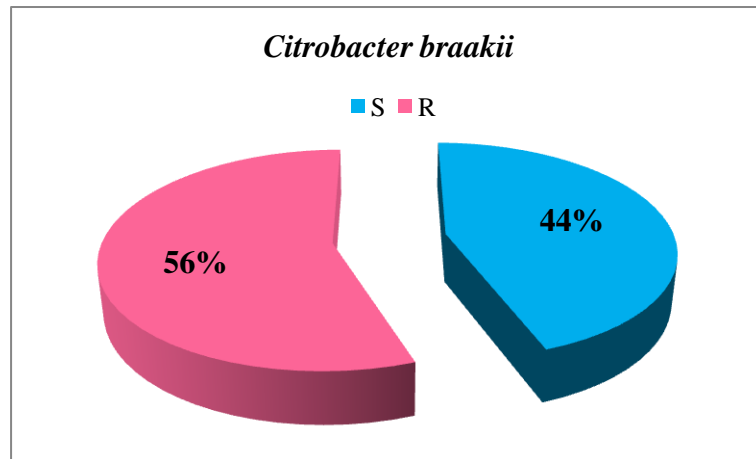


Figure 48 : Taux de résistance *Citrobacter braakii*.

La souche *Citrobacter brakii* identifiée est sensible à 44% aux antibiotiques testés tels que : la Gentamicine, Fosfomycin, Colistine, Chloramphénicol. Elle présente une résistance de 56% à la Tétracycline, Cefazoline, Ampicilline, Nitroferantoine, Cefoxitin.

2.2.1.3. Klebsiella ornithinolytica

Le tableau ci-après présent les résultats de l’antibiogramme pour la souche *Klebsiella ornithinolytica*.

Tableau 23: Résultat de l’antibiogramme pour *Klebsiella ornithinolytica*.

Antibiotique	Fo	Te	Cl	Cz	C	Nit	Amp	Cx	Gen
Diamètre (mm)	25	11	17	20	27	28	22	2	25
Catégorie clinique	S	R	R	S	S	S	S	R	S

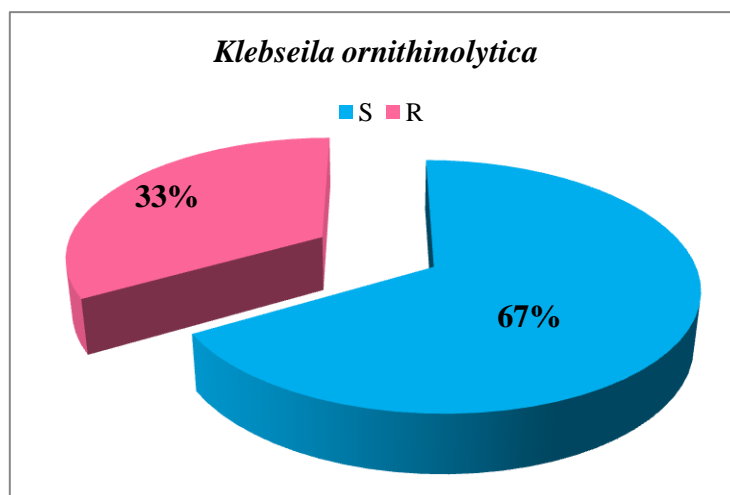


Figure 49 : Taux de résistance *Klebsiella ornithinolytica*.



La souche *Klebsiella ornithinolytica* identifiée est sensible à 67% aux antibiotiques testés tels que : Gentamicine, Fosfomycin, Cefazoline, Chloramphénicol, Nitroferantoine, Ampicilline, et elle présente une résistance de 33% à la Tétracycline, Cefoxitin, Colistine.

2.2.1.4. *Salmonella arizonae*

Le tableau ci-après présent les résultats de l’antibiogramme pour la souche *Salmonella arizonae*.

Tableau 24: Résultat de l’antibiogramme pour *Salmonella arizonae*.

Antibiotique	Fo	Te	Cl	Cz	C	Nit	Amp	Cx	Gen
Diamètre	3	10	00	00	30	09	31	28	25
Catégorie clinique	R	R	R	R	S	R	S	S	S

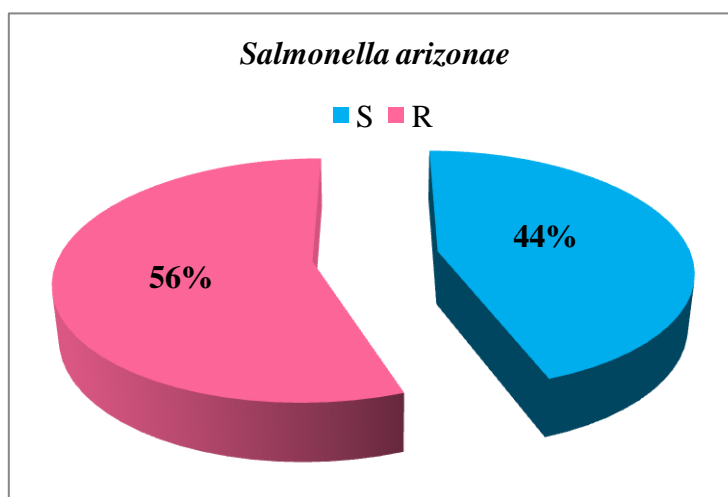


Figure 50 : Taux de résistance *Salmonella arizonae*.

La souche *Salmonella arizonae* identifiée est sensible à 44% aux antibiotiques testés tels que : Gentamicine, Cefoxitin, Chloramphénicol, l’ampicilline. Elle présente une résistance de 56% à la Tétracycline, Cefazoline, Colistine, Nitroferantoine, Fosfomycin.

2.2.1.5. *Chryseomonas luteola*

Le tableau ci-après présent les résultats de l’antibiogramme pour la souche *Chryseomonas luteola*.



Tableau 25 : Résultat de l'antibiogramme pour *Chryseomonas luteola*.

Antibiotique	Fo	Te	Cl	Cz	C	Nit	Amp	Cx	Gen
Diamètre	3	11	0	28	30	19	35	3	25
Catégorie clinique	R	R	R	S	S	S	S	R	S

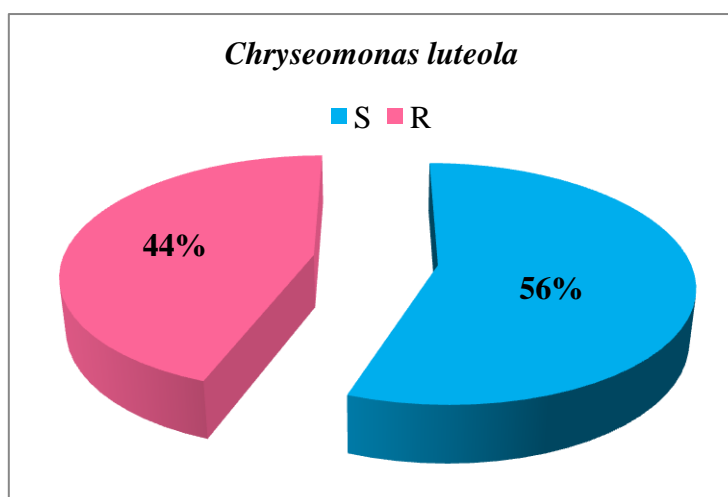


Figure 51 : Taux de résistance *Chryseomonas luteola*.

La souche *Chryseomonas luteola* identifiée est sensible à 56% aux antibiotiques testés tels que : Gentamicine, Nitroferantoine, Cefazoline, Colistine, l'Ampicilline. Elle présente une résistance de 56% à la Tétracycline, Colistine, Cefoxitin, Fosfomycin.

2.2.1.6. *Proteus mirabilis*

Le tableau ci- après présent les résultats de l'antibiogramme pour la souche *Proteus mirabilis*.

Tableau 26: Résultat de l'antibiogramme pour *Proteus mirabilis*.

Antibiotique	Fo	Te	Cl	Cz	C	Nit	Amp	Cx	Gen
Diamètre	18	22	15	0	27	15	18	00	18
Catégorie clinique	S	S	S	R	S	S	I	R	S

La souche *Proteus mirabilis* identifiée est sensible à 67% aux antibiotiques testés tels que : la Gentamicine, Nitroferantoine, Fosfomycin, Tétracycline, Colistine, Chloramphénicol Elle présente une résistance de 22% à la Cefazoline, Cefoxitin et intermédiaire de 11% à la l'Ampicilline.

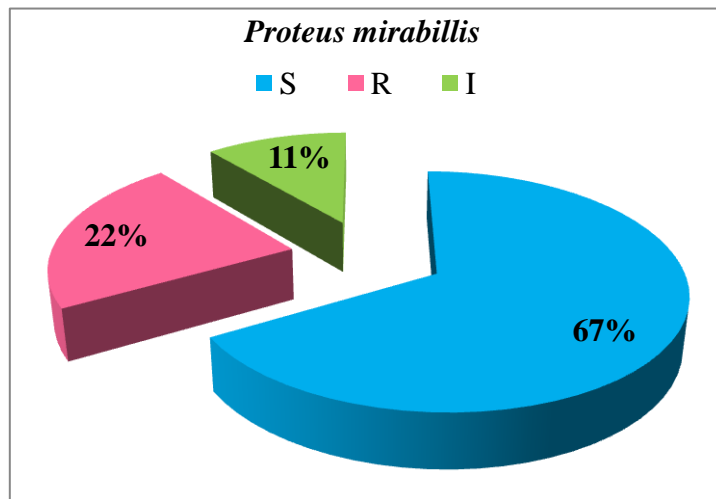


Figure 52 : Taux de résistance *Proteus mirabilis*.

2.2.1.7. Enterobacter cloacae

Le tableau ci-après présente les résultats de l'antibiogramme pour la souche *Enterobacter cloacae*.

Tableau 27: Résultat de l'antibiogramme pour *Enterobacter cloacae*.

Antibiotique	Fo	Te	Cl	Cz	C	Nit	Amp	Cx	Gen
Diamètre	23	0	15	19	20	13	17	19	20
Catégorie clinique	<i>S</i>	<i>R</i>	<i>S</i>	<i>S</i>	<i>R</i>	<i>R</i>	<i>I</i>	<i>I</i>	<i>S</i>

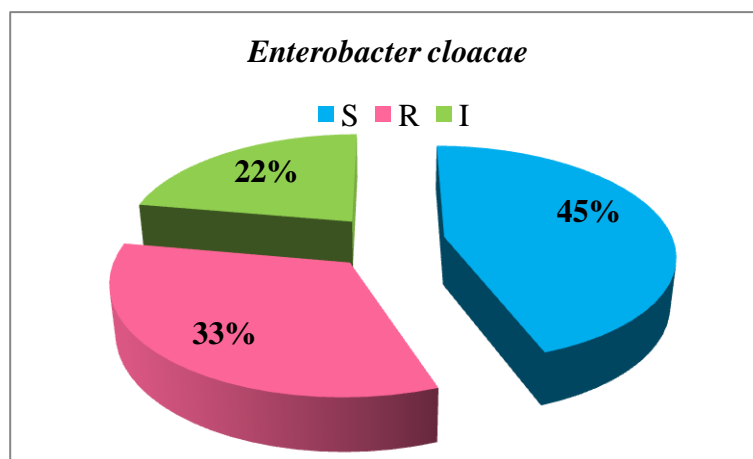


Figure 53 : Taux de résistance *Enterobacter cloacae*.

La souche de *Enterobacter cloacae* identifiée est sensible à 45% aux antibiotiques testés tels que : la Gentamicine, Fosfomycin, Colistine, Cefazoline. Elle présente une résistance de 33% à la Tétracycline, Chloramphénicol, Nitroferantoïne et sensibilité intermédiaire de 22% à la Ampicilline et Cefoxitin.



2.2.1.8. *Pantoea ssp4*

Le tableau ci- après présent les résultats de l'antibiogramme pour la souche *Pantoea ssp4*.

Tableau 28: Résultat de l'antibiogramme pour *Pantoea ssp4*.

Antibiotique	Fo	Te	Cl	Cz	C	Nit	Amp	Cx	Gen
Diamètre	23	00	15	19	20	13	17	19	20
Catégorie clinique	S	R	S	S	R	R	I	I	S

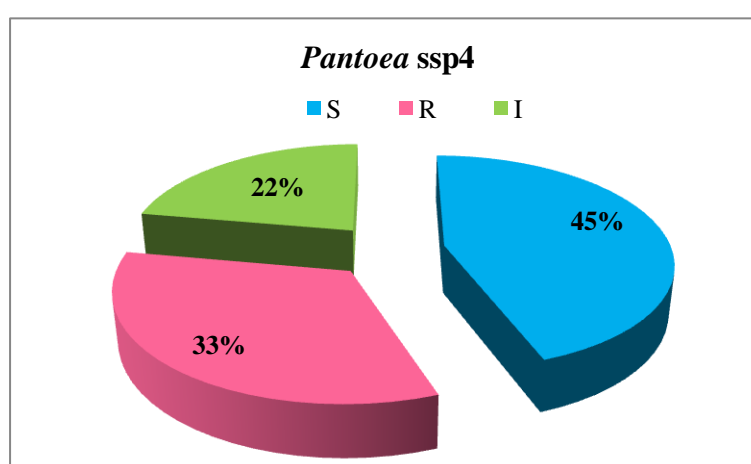


Figure 54 : Taux de résistance *Pantoea ssp4*.

La souche *Pantoea ssp4* identifiée est sensible à 45% aux antibiotiques testés tels que : la Gentamicine Fosfomycin, Colistine, Cefazoline, et elle présente une résistance de 33% à la Tétracycline, Chloramphénicol, Nitroferantoine et intermédiaire de 22% à l'Ampicilline et Cefoxitin.

2.2.1.9. *Enterobacter sakazakii*

Le tableau ci-après présent les résultats de l'antibiogramme pour la souche *Enterobacter sakazakii*.

Tableau 29: Résultat de l'antibiogramme pour *Enterobacter sakazakii*.

Antibiotique	Fo	Te	Cl	Cz	C	Nit	Amp	Cx	Gen
Diamètre	25	00	15	22	21	12	20	00	19
Catégorie clinique	S	R	S	S	R	R	I	R	S

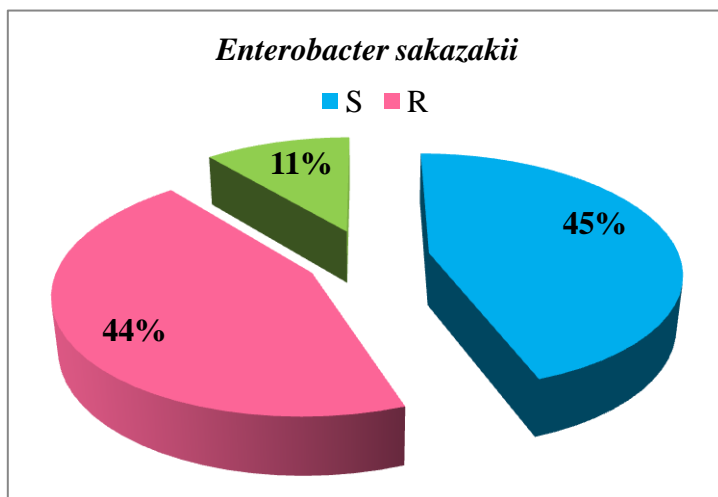


Figure 55 : Taux de résistance *Enterobacter sakazakii*.

La souche *Enterobacter sakazakii* identifiée est sensible à 45% aux antibiotiques testés tels que : la Gentamicine, Fosfomycin, Colistine, Cefazoline et elle présente une résistance de 44% à la Tétracycline, Chloramphénicol, Nitroferantoine, Cefoxitin et intermédiaire de 11% à l’Ampicilline.

2.2.2. Antibiogramme des Staphylocoques

2.2.2.1. Staphylococcus sciuri

Le tableau ci-après présent les résultats de l’antibiogramme pour la souche *Staphylococcus sciuri*.

Tableau 30: Résultat de l’antibiogramme pour *Staphylococcus sciuri*.

Antibiotique	VA	FO	OX	E	GEN	P
Diamètre	16	26	29	28	23	28
Catégorie clinique	R	S	S	S	S	R

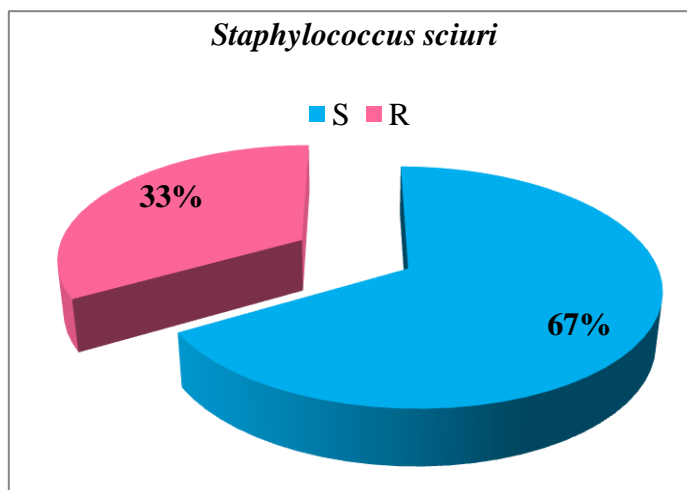


Figure 56 : Taux de résistance *Staphylococcus sciuri*.



La souche *Staphylococcus sciuri* identifiée est sensible à 67% aux antibiotiques testés tels que : la Gentamicine, Fosfomycin, Oxacillin, Erythromicine. Elle présente une résistance de 33% à la Vancomycin, Pénicilline G.

2.2.2.2. *Kocuria kristinae*

Le tableau ci- après présent les résultats de l’antibiogramme pour la souche *Kocuria kristinae*.

Tableau 31: Résultat de l’antibiogramme pour *Kocuria kristinae*.

Antibiotique	VA	FO	OX	E	GEN	P
Diamètre	18	16	35	32	24	23
Catégorie clinique	S	S	S	S	S	R

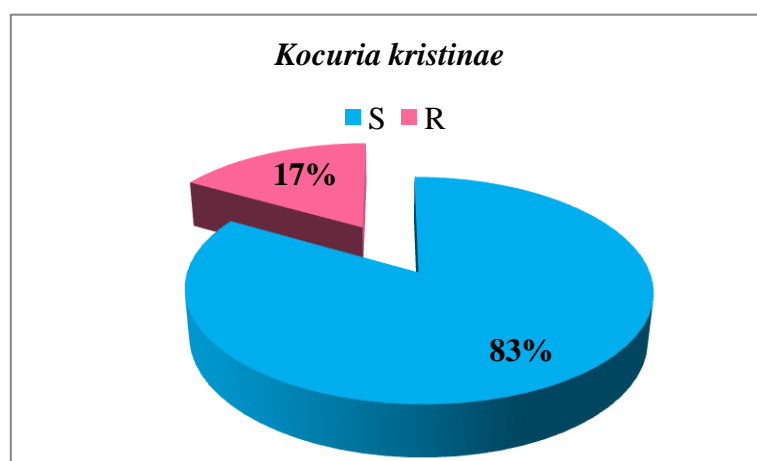


Figure 57 : Taux de résistance *Kocuria kristinae*.

La souche *Kocuria kristinae* identifiée est sensible à 83% aux antibiotiques testés tels que : la Gentamicine, Fosfomycin, Oxacillin, Erythromicine, Vancomycin. Elle présente une résistance de 33% à Pénicilline G.

2.2.2.3. *Staphylococcus hyicus*

Le tableau ci-après présent les résultats de l’antibiogramme pour la souche *Staphylococcus hyicus*.

Tableau 32: Résultat de l’antibiogramme pour *Staphylococcus hyicus*.

Antibiotique	VA	FO	OX	E	GEN	P
Diamètre	17	23	25	29	19	21
Catégorie clinique	S	S	S	S	R	R

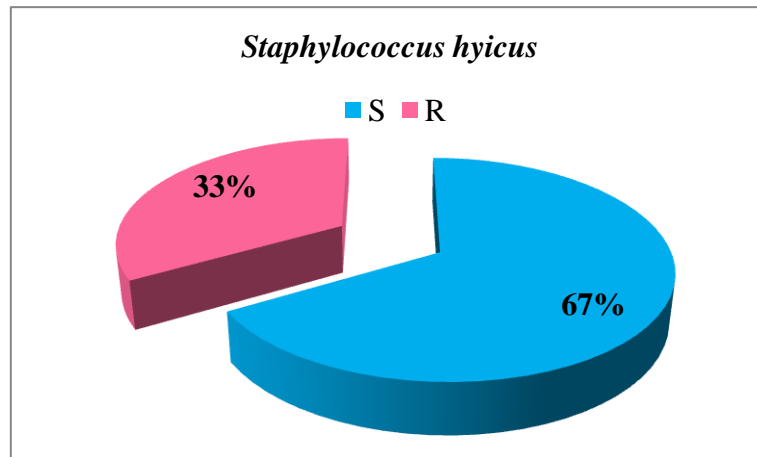


Figure 58 : Taux de résistance *Staphylococcus hyicus*.

La souche *Staphylococcus hyicus* identifiée est sensible à 67% aux antibiotiques testés tels que : Fosfomycin, Oxacillin, Erythromicine, Vancomycin. Elle présente une résistance de 33% à Pénicilline G, Gentamicine.

2.2.2.4. *Staphylococcus xylosus*

Le tableau ci-après présente les résultats de l'antibiogramme pour la souche *Staphylococcus xylosus*.

Tableau 33 : Résultat de l'antibiogramme pour *Staphylococcus xylosus*.

Antibiotique	VA	FO	OX	E	GEN	P
Diamètre	11	29	21	18	23	19
Catégorie clinique	R	S	S	I	S	R

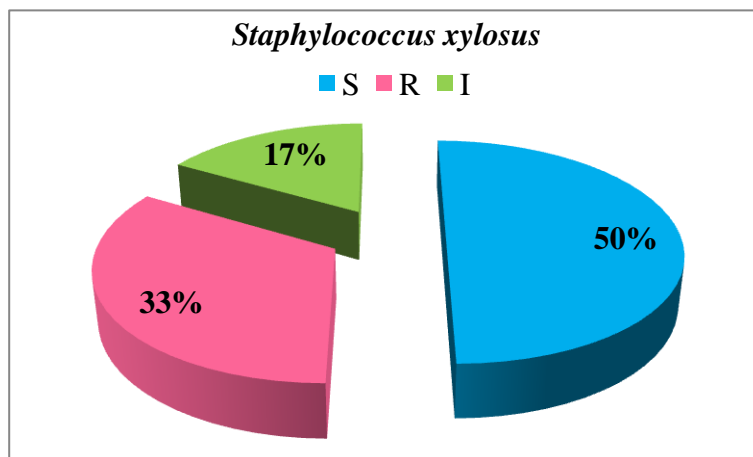


Figure 59 : Taux de résistance *Staphylococcus xylosus*.



La souche *Staphylococcus xylosus* identifiée est sensible à 50% aux antibiotiques testés tels que : Fosfomycin, Oxacillin, Gentamicine. Elle présente une résistance de 33% à Pénicilline G, Vancomycin et intermédiaire de Vancomycin.

2.2.2.5. *Micrococcus spp*

Le tableau ci-après présente les résultats de l'antibiogramme pour la souche *Micrococcus spp*.

Tableau 34 : Résultat de l'antibiogramme pour *Micrococcus spp*.

Antibiotique	VA	FO	OX	E	GEN	P
Diamètre	18	45	17	24	31	26
Catégorie clinique	S	S	R	S	S	R

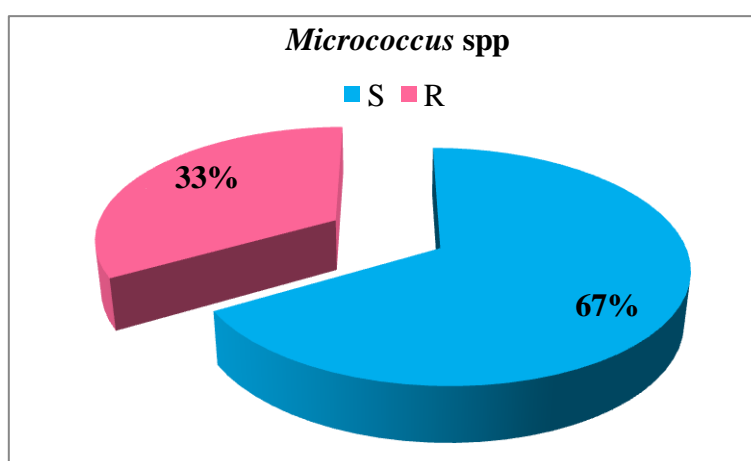


Figure 60 : Taux de résistance *Micrococcus spp*.

La souche *Micrococcus spp* identifiée est sensible à 67% aux antibiotiques testés tels que: Fosfomycin, Vancomycin, Gentamicine, Erythromicine. Elle présente une résistance de 33% à Pénicilline G, Oxacillin.

2.2.3. Antibiogramme des *Streptocoques*

2.2.3.1. *Lactococcus cremoris*

Le tableau ci-après présente les résultats de l'antibiogramme pour la souche *Lactococcus cremoris*.

Tableau 35 : Résultat de l'antibiogramme pour *Lactococcus cremoris*.

Antibiotique	OX	P	TE	E	AMP
Diamètre	16	34	15	00	34
Catégorie clinique	R	S	R	R	S

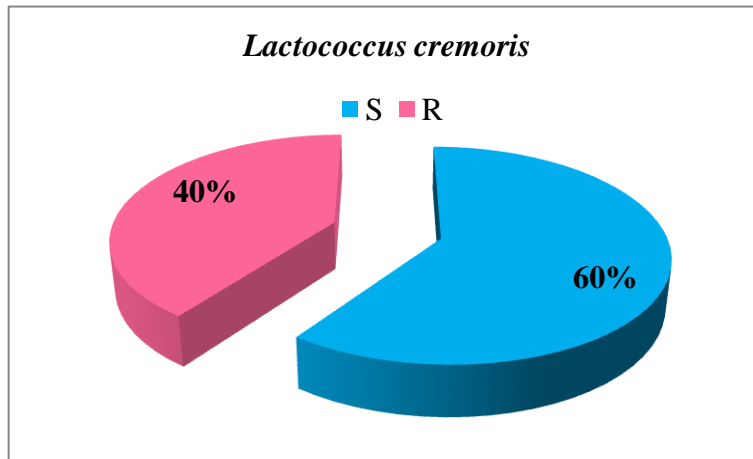


Figure 61 : Taux de résistance *Lactococcus cremoris*.

La souche *Lactococcus cremoris* identifiée est sensible à 60% aux antibiotiques testés tels que : Pénicilline G, Ampicilline. Elle présente une résistance de 40% à Tétracycline, Oxacillin, Erythromicine.

2.2.3.2. *Enterococcus faecalis*

Le tableau ci-après présent les résultats de l’antibiogramme pour la souche *Enterococcus faecalis*.

Tableau 36: Résultat de l’antibiogramme pour *Enterococcus faecalis*.

Antibiotique	OX	P	TE	E	AMP
Diamètre	16	25	13	0	28
Catégorie clinique	R	S	R	R	S

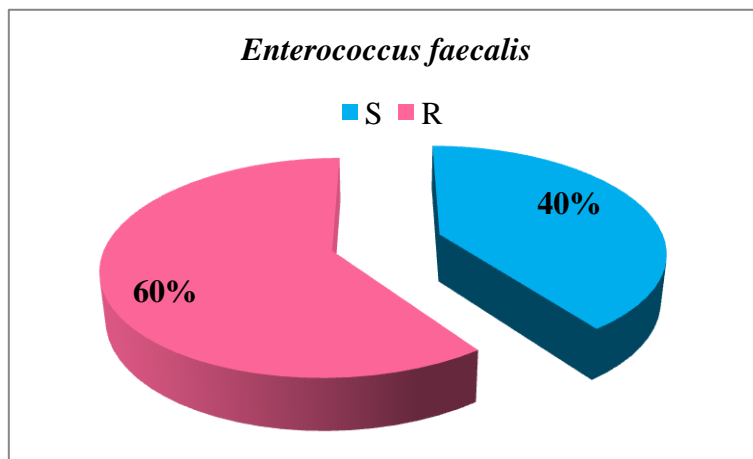


Figure 62 : Taux de résistance *Enterococcus faecalis*.

La souche *Enterococcus faecalis* identifiée est sensible à 40% aux antibiotiques testés tels que : Pénicilline G, Ampicilline. Elle présente une résistance de 60% à Tétracycline, Oxacillin, Erythromicine.



2.2.3.3. *Aerococcus viridans.1*

Le tableau ci-après présente les résultats de l'antibiogramme pour la souche *Aerococcus viridans.1*.

Tableau 37 : Résultat de l'antibiogramme pour *Aerococcus viridans.1*.

Antibiotique	OX	P	TE	E	AMP
Diamètre	15	27	16	20	27
Catégorie clinique	R	S	R	I	S

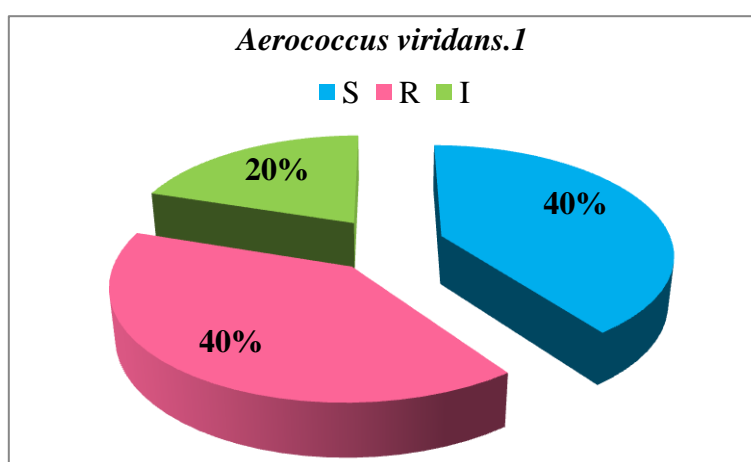


Figure 63 : Taux de résistance *Aerococcus viridans.1*.

La souche *Aerococcus viridans.1* identifiée est sensible à 40% aux antibiotiques testés tels que : Pénicilline G, Ampicilline. Elle présente une résistance de 40% à Tétracycline, Oxacilline et intermédiaire à Erythromycine.

2.2.3.4. *Enterococcus avium*

Le tableau ci-après présente les résultats de l'antibiogramme pour la souche *Enterococcus avium*.

Tableau 38: Résultat de l'antibiogramme pour *Enterococcus avium*.

Antibiotique	OX	P	TE	E	AMP
Diamètre	16	41	31	22	24
Catégorie clinique	R	S	S	S	S

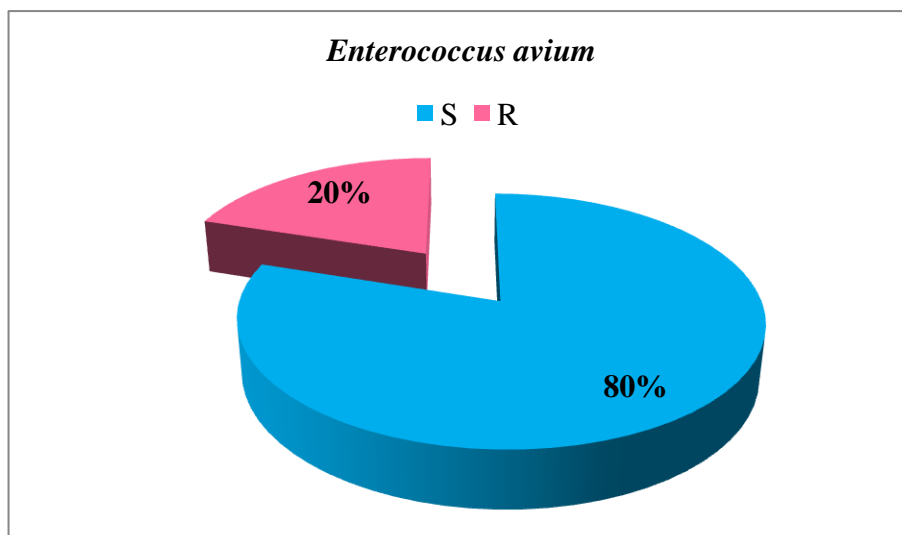


Figure 64 : Taux de résistance *Enterococcus avium*.

La souche *Enterococcus avium* identifiée est sensible à 80% aux antibiotiques testés tels que : Pénicilline G, Ampicilline, étracycline, Erythromicine. Elle présente une résistance de 40% à Oxacillin.

2.3. Résultats négatifs

Pour les spores des ASR les résultats négatifs obtenus pour tous les échantillons analysés montrent l'absence des espèces sulfatoréductrices (*Clostridium sp*) responsable des maladies graves telles le botulisme et le tétanos.

La coloration de Ziehl Neelsen est négative montre l'absence des bactéries acido-alcolo résistantes (*Mycobacterium sp*).

Après enrichissement pendant 10jour suivi par incubation, aucune pousse des colonies caractéristiques des *yersinias*.

Les colonies poussées sur GNAB sont des *Aeromonas* pour tous les échantillons analysés montre l'absence des vibrions.



1. Présentation de la zone d'étude

1.1. Situation géographique

Le présent travail a été réalisé dans la wilaya de Guelma qui est située au Nord-Est de l'Algérie à 60 km environ de la Méditerranée d'une longitude 07°28'E, altitude 227 et latitude 36°28' (Fig. 4). Elle s'étend sur une superficie de 368.684 Km² et abrite une population de 469.412 habitants dont 25% sont concentrés au niveau du chef-lieu de Wilaya. La densité moyenne de cette population est de 127 Hab/Km². La Wilaya de Guelma est créée en 1974, comprend 10 daïras et 34 communes (*in* Aouissi, 2010).

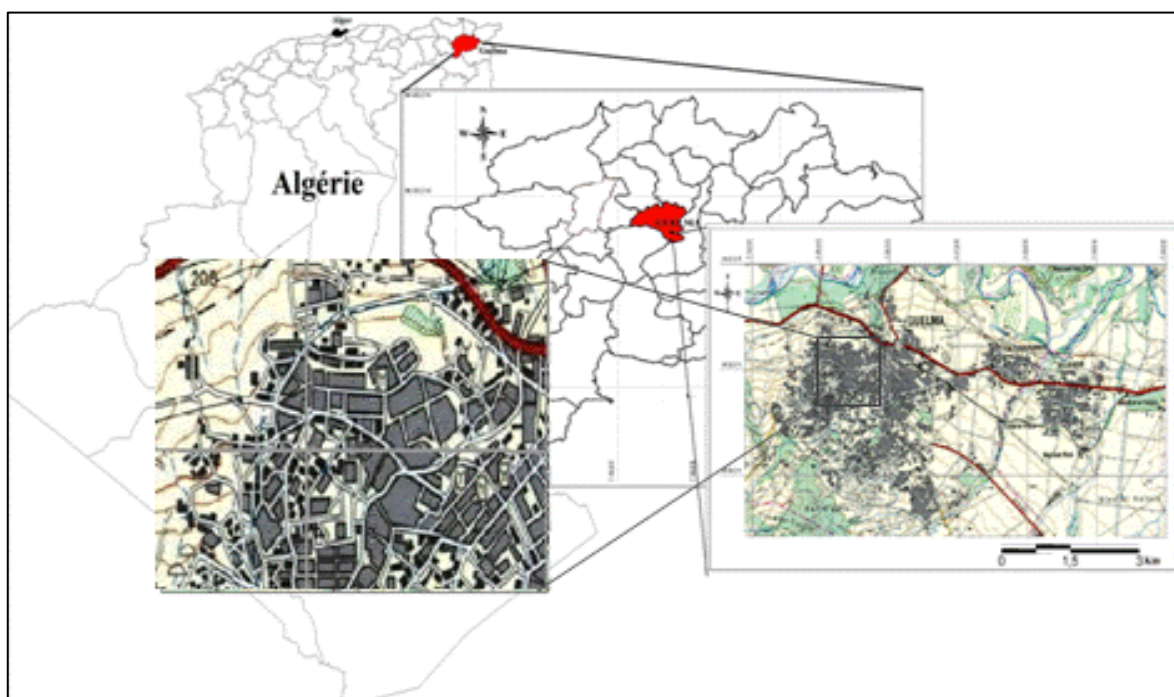


Figure 4: Situation géographique de la région d'étude (wilaya de Guelma).

1.2. Limite administrative

La Wilaya de Guelma occupe une position médiate entre le Nord du pays, et les hauts plateaux et le sud. Avec un climat tempéré et semi-aride, elle se caractérise par un relief montagneux (47%). La wilaya de Guelma est délimitée par :

- La wilaya d'Annaba, au Nord.
- La wilaya d'El Tarf, au Nord-est.
- La wilaya d'Oum El Bouaghi, au sud.
- La wilaya de Constantine, à l'Ouest.
- La wilaya de Souk-Ahras, à l'Est.
- La wilaya de Skikda, au Nord-Ouest (*in* Aouissi, 2010).



1.3. Relief

La Wilaya de Guelma est caractérisée par un relief diversifié (Fig. 5) qui se décompose comme suit :

- Montagnes: 37, 82 % dont les principales sont:
 - Mahouna (Ben Djerrah): 1, 411 m d'Altitude.
 - Houara (Ain Ben Beidha): 1, 292 m d'Altitude.
 - Taya (Bouhamdane): 1, 208 m d'Altitude.
 - D'bagh (Hammam Debagh): 1, 060 m d'Altitude.
- Plaines et Plateaux : 27, 22 %
- Collines et Piémonts : 26, 29 %
- Autres : 8, 67 % (Brahmia et Kirratti, 2006 ; Khadri, 2004).

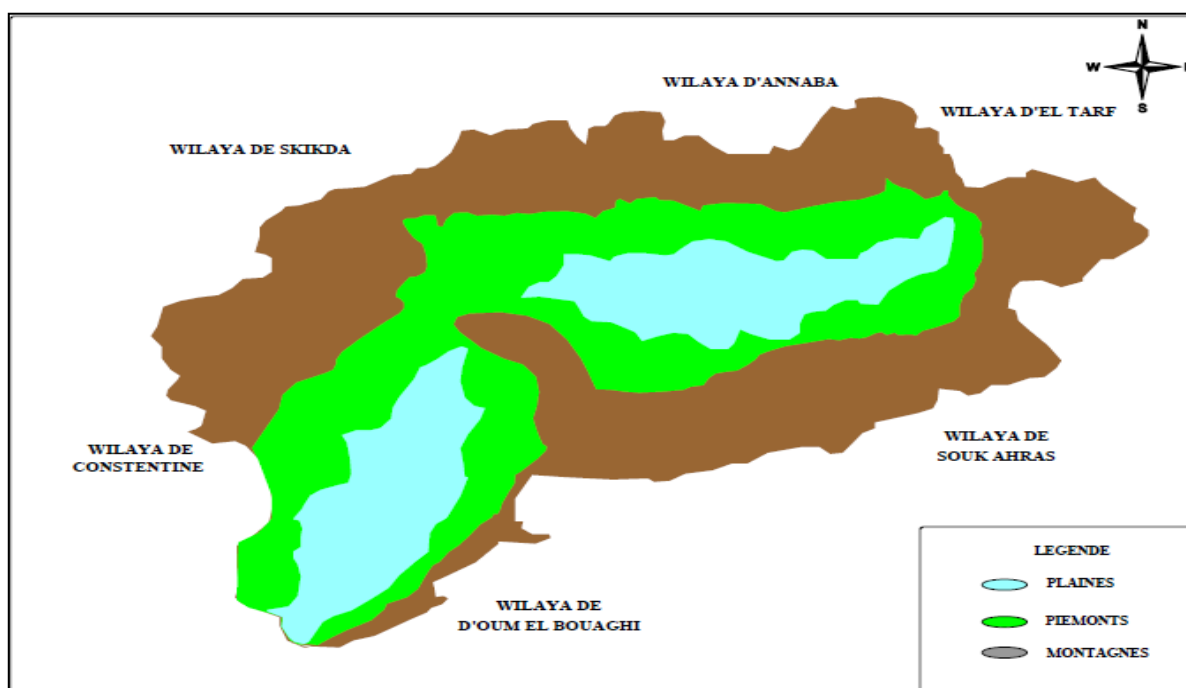


Figure 5 : Géomorphologie de la région de Guelma (Benmarce, 2007).

1.4. Cadre géologique

La région de Guelma est un ancien bassin d'effondrement longtemps fermé où s'est entassé un ensemble varié des sédiments allant du miocène au quaternaire au trias, présentant ainsi une lithologie très variée et qui comprend essentiellement les alluvions (sable, gravier, cailloutis,...), les grès, les marnes, les argiles, et les calcaires. En effet, les mouvements tectoniques du plio-quaternaire ont joué un rôle important dans la morphogenèse de la région (Le réservoir aquifère de la vallée de Guelma) (Brahmia et Kirratti, 2006 ; Khadri, 2004).



- **La faune**

La faune est très diversifiée, parmi les espèces existantes, on peut citer :

- Les mammifères : Loups, Sanglier, Chacal, Renard, Lièvre, Lapin, Gerboise, Cerf de Barbarie qui est une espèce protégée.
- Les oiseaux : Perdix gambara, Caille des blés, la Tourterelle, Chardonneret, Moineau, Hibou, Palombe, la Cigogne blanche, le Héron garde-bœufs, le Héron cendré,...
- Les reptiles : Tortue, Lézard, Couleuvre (DPAT, 2008).

- **La flore**

La couverture végétale est représentée par une dominance de peuplements forestiers qui occupent une superficie de 107,704 hectares avec un pourcentage de 28 % de la superficie de la wilaya. Cette étendue de végétation abrite des espèces floristiques représentées essentiellement par : le Chêne liège, le Chêne vert, l'Eucalyptus, le Cyprès, le Pin d'Alep, le Pin Maritime, le Bruyère, l'Arbousier, le Lentisque, le Filaire, le Myrte, le Genet, le Calicotum, et le Ronce (DPAT, 2008).

1.7. Étude climatologique

1.7.1. Température

La température est l'un des facteurs les plus importants du climat (Emsalem, 1986). L'étude des températures moyennes mensuelles et annuelles est primordiale, car c'est elle qui nous permet d'évaluer l'interaction avec les autres facteurs météorologiques (insolation, humidité, évaporation, précipitation...) (Lahlah, 2010).

Tableau 9:Température moyenne de 10 ans (2004 – 2013)

	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Jui	Juil	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
T (°C)	08	09	10	12	15	20	25	30	25	20	15	14

La température moyenne mensuelle la plus élevée a été observée pendant le mois d'août, avec T= 30°C. Par contre la température moyenne mensuelle la plus basse a été observée avec un minimum enregistré pendant le mois de janvier, T=08 °C.



1.7.2. Précipitation

Les précipitations représentent les facteurs les plus importants du climat (Faurie *et al.*, 1983).

Tableau 10:Température moyenne de 10 ans (2004 – 2013)

	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Jui	Juil	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
P(mm)	77,71	78,35	78,55	54,94	49,93	20,87	4,68	8,11	40,63	45,54	58,01	78,84

Ce tableau 10 montre que la saison hivernale est la plus pluvieuse avec une moyenne de 82,90 mm/mois. Tandis que l'été est sec avec une faible recharge de 1,0 mm/mois. Avec une précipitation moyenne annuelle qui est égale à 596,17 mm.

1.7.3. La relation température – précipitation

- **Diagramme pluviothermique**

Selon Bagnouls et Gaussen, une période sèche est due aux croisements des courbes de température et des précipitations. Cette relation permet d'établir un graphe pluviométrique sur lequel les températures sont portées à une échelle double des précipitations (Fig. 7).

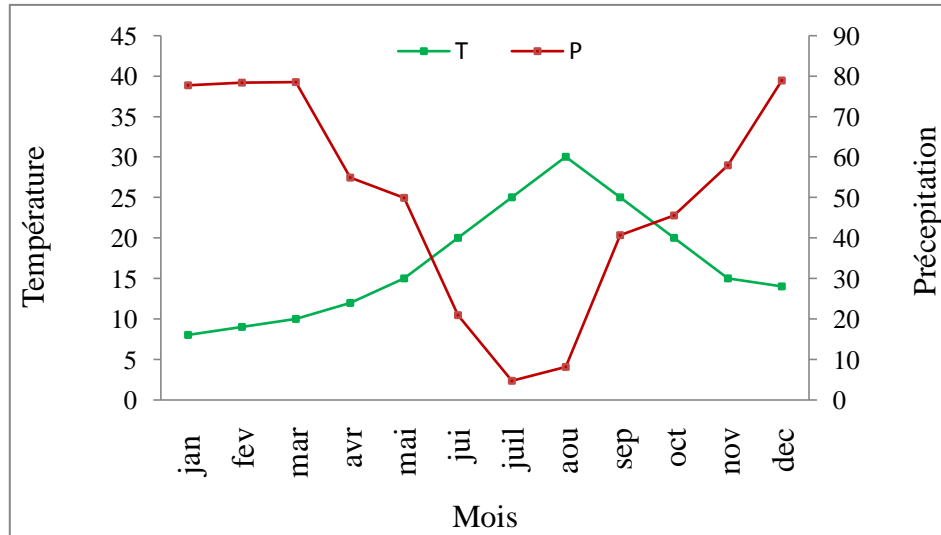


Figure 7 : Diagramme pluviothermique de la région de Guelma (2004-2013).

D'après ce diagramme établi à partir des données de températures et des précipitations de la station de Guelma, on peut distinguer deux périodes :



- La première froide et humide qui s'étale sur 8 mois, du mois d'octobre jusqu'au mois de mai.
- La seconde chaude et sèche qui s'étale sur 4 mois, du mois de juin jusqu'au mois de septembre.

• **Synthèse climatique**

Selon Emberger (1963), la région méditerranéenne est subdivisée en cinq étages bioclimatiques. Pour déterminer l'étage bioclimatique de la zone d'étude (Guelma), il faut procéder au calcul du quotient pluviométrique d'Emberger (Q2) (Dajoz, 2000).

$$Q_2 = 1000 \cdot \frac{P}{(M+m) \cdot (M-m)}$$

- D'où : M : Température maximale du mois le plus chaud.
- m : Température minimale du mois le plus froid.
- P : Précipitation moyenne annuelle en mm.
- Notre région (Guelma) présente un $Q_2 = 64,4$ ce qui la classe dans l'étage bioclimatique à végétation semi-aride à hiver frais. (Fig. 8)

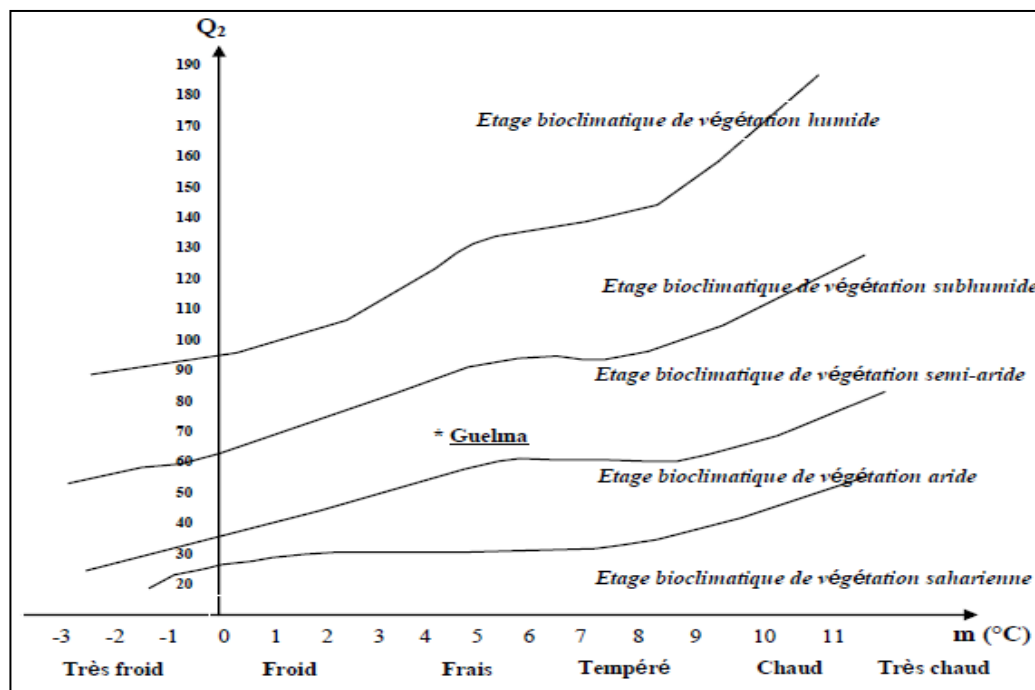


Figure 8 : Situation de la région de Guelma dans le climagramme d'Emberger (2003-2014).



2. Écologie de la reproduction

2.1. Sites d'échantillonnage

Nous avons repéré les couples des hirondelles de fenêtre dès leur arrivée, et déterminée leurs sites de nidification. Les sites ont été choisis selon l'accessibilité et le regroupement des nids.

Durant l'année 2014: 35 nids qui sont localisés à Guelma est fait l'objet de notre étude. Ce site est choisi selon l'accessibilité des nids avec un nombre très élevé.

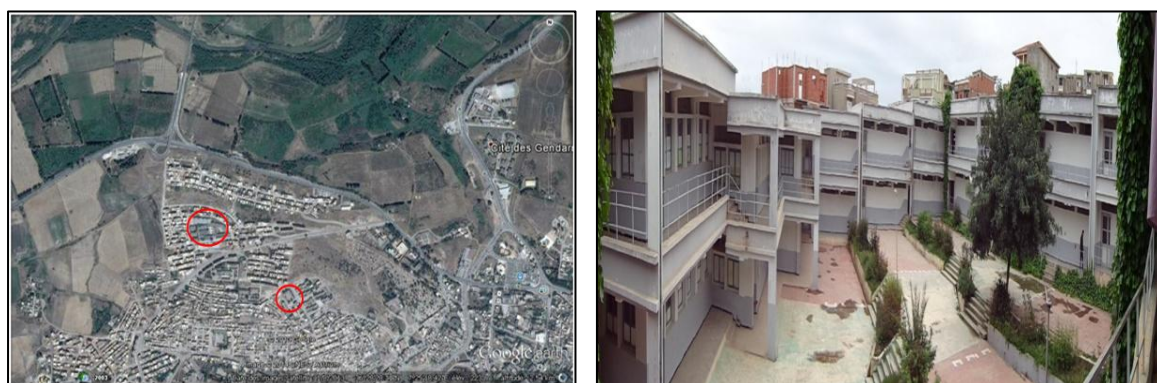


Figure 9: Technicum El-Khawarizmi Bourouih (Guelma).

2.2. Caractéristiques des nids

Nous avons mesuré la hauteur de ce dernier par rapport au sol, la longueur et la largeur du trou d'envol.

Nous avons retrouvé les nids dans la majorité des balcons des immeubles publics (écoles et lycées) de la commune de Guelma.

2.3. Paramètre démographique

Les dates d'arrivés des hirondelles de fenêtre ont été déterminées à partir des observations directes.

2.4. Paramètres de la reproduction

Les visites régulières des nids nous ont permis de noter :

- La date de ponte : qui représente la ponte du premier œuf, pour toutes les dates, le premier avril correspond au jour 1.
- La période de ponte : qui représente la durée entre la ponte du premier œuf du couple le plus précoce et la ponte du premier œuf du couple le plus tardif.



Chapitre III.....

- La grandeur de ponte : qui représente le nombre d'œufs qu'une femelle peut pondre.
- La durée de l'incubation : qui représente le nombre de jours qu'une femelle passe à couvrir les œufs.
- Le succès moyen de l'éclosion : qui représente le rapport du nombre d'œufs éclos sur la grandeur de ponte.
- Le succès moyen à l'envol : qui représente le rapport du nombre de poussins envolés sur le nombre d'œufs éclos.
- Le succès moyen à la reproduction : qui représente le nombre de poussins envolés sur le nombre d'œufs pondus (Chabi, 1998).

3. Analyse bactériologique des fientes

L'objectif de cette étude consiste à identifier les microorganismes faisant partie de la microflore des fientes d'oiseaux.

Les fientes sont récoltées à l'aide d'une pince ou d'une pastille stérile est transporté dans des flacons en verre stériles. Nous avons préparé une solution à 10 % contient 1 gramme de fientes par 10 ml de bouillon TSE qu'est un diluant destiné à la préparation des suspensions mères, présente un avantage double ; assure la revivification des microorganismes d'une part et permet d'obtenir une solution isotonique d'autre part.

On les a ensemencés dans des différents milieux : la gélose nutritive, la gélose Chapman, la gélose Hektoen, la gélose Mac Conkey, Cétrimide, GNAB, Slanetz, les boites ont été codées puis incubées à 37°C pendant 24 heures (Bourdon et *al.*, 1973). Dans les conditions données, chaque espèce bactérienne développe une colonie de taille, de forme, de couleur et de consistance caractéristique.

Il existe des bactéries fragiles qui nécessite des étapes préalable d'enrichissement tell que les salmonelles, les vibrions, les yersinias... pour cela on a suivi des protocoles spécifique d'enrichissement pour la recherche et l'identification de ces bactéries.



3.1. Recherche bactérienne et identification

3.1.1. Recherche des Salmonelles

- **Technique**

- Ensemencer un milieu Rappaport Vasiliadis avec 1 ml de solution mère.
- Incubé à 37°C pendant 18 à 24 heures.
- Ensemencer un milieu Rappaport Vasiliadis avec 1 ml du premier milieu.
- Incubé à 37°C pendant 18 à 24 heures.
- Repiquer par isolement les géloses Hektoen et SS avec 0.1 ml du tube de deuxième enrichissement.
- L'incubation se fait donc à 37°C pendant 24 h.

- **Lecture**

Les colonies lactose négatif incolores, transparentes ou vert à bleu vert, avec ou sans centre noir sont des colonies présomptive de salmonelles et des shigelles.

3.1.2. Recherche des spores de bactéries anaérobies sulfito-réducteurs (ASR)

Les anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) se présentent sous forme de bactéries Gram positif, se développant en 24 à 48 heures sur une gélose Viande Foie (VF) en donnant des colonies typiques réduisant le sulfite de sodium en sulfure, provoquant avec le citrate ferrique un précipité noir de sulfure de fer autour des colonies (Rejsek, 2002).

- **Technique**

- Prendre environ 5 ml de la solution mère de l'échantillon à analyser dans un tube stérile, qui sera par la suite soumis à un chauffage de l'ordre de 80 °C pendant 8 à 10 minutes.
- Après chauffage, refroidir immédiatement le tube en question, sous l'eau de robinet.
- Couler environ 15 ml de gélose VF, fondue puis refroidie à $45 \pm 1^\circ\text{C}$, additionnée 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 les bulles d'air et en évitant l'introduction d'oxygène.
- Laisser solidifier sur la paillasse pendant 30 minutes environ, puis incubé à 37°C pendant 24 à 48 h (Lebres, 2006).

- **Lecture**

Considérer comme résultat positif d'une spore de bactérie anaérobie sulfito-réductrice toute colonie noire entourée d'un halo noir (Rejsek, 2002).



3.1.3. Recherche des *Yersinia*

• Technique

- Tenter un enrichissement durant 10 jours à basse température (4°C) en milieu eau peptoné tamponné.
- A partir du milieu liquide d'enrichissement on va lancer un isolement sur des milieux sélectifs contenant des sels biliaires (Mac Conkey et Hektoen).
- Les boîtes seront incubées à 25 °C pendant 48 heures (Denis et *al.*, 2007).

Lecture

Les colonies lactose négatif sont des colonies suspectes.

3.1.4. Recherche des Mycobactéries (Coloration de Ziehl-Neelsen)

Cette coloration double sert essentiellement à la coloration des mycobactéries, elle permet la mise en évidence des bactéries acido-alcool-résistantes à partir de produit pathologique (Delarras, 2007).

• Technique

- Préparer un frottis.
- Recouvrir le frottis de fuchsine de Ziehl pure.
- Chauffer sur une platine chauffante jusqu'à émission de vapeurs ; laisser les vapeurs se dissiper et recommencer l'opération trois fois au total, en rajoutant éventuellement de la fuchsine.
- La coloration doit durer 10 minutes environ et le colorant ne doit jamais bouillir.
- Puis laver à l'eau distillée.
- Décolorer pendant 2 minutes avec l'acide sulfurique.
- Laver de nouveau à l'eau distillée.
- Décolorer enfin par de l'alcool à 95° pendant 5 minutes et laver à l'eau distillée. A ce stade de la coloration, seules les mycobactéries restent colorées en rouge.
- Recolorer le fond de la préparation par le bleu de méthylène phéniqué, pendant 30 secondes.
- Laver et sécher.
- Examiner au microscope à l'objectif x100 à immersion (Delarras, 2007).



• **Lecture**

Les mycobactéries sont colorées en rouge sur le fond bleu de la préparation, alors que toutes les autres bactéries sont colorées en bleu (Delarras, 2007).

3.1.4.1 Recherche des Vibrions

• **Technique**

- Ensemencer 1 ml de milieu d'enrichissement eau peptoné alcalin.
- Incuber pendant 3 heures à 37 °C.
- Prélever 0, 5 à 1 ml de milieu en surface, transférer dans un 2ème milieu d'enrichissement.
- Incuber pendant 6 heures à 37 °C.
- Prélever une anse de milieu en surface du 2ème milieu d'enrichissement ; réisoler sur un milieu sélectif (GNAB).
- Incuber pendant 18 heures à 37 °C (Marchal et *al.*, 1982).

• **Lecture**

Les colonies jaunes autrement dit saccharose positive sont des colonies suspectes.

3.1. Ensemencement

Une fois que les colonies ont poussé, nous avons les repiqués sur un nouveau milieu en vue de les purifier avant tout test biochimique d'identification.

Tableau 11 : Milieux de culture ensemencés

Milieux de culture	Germes recherchés
Gélose Hektoen	Les bacilles à Gram négative
Gélose SS	Les Salmonelles, Shigelles
Gélose de Chapman	Les Staphylocoques
Gélose Viande foie	Les Clostrodim
Gélose bile esculine azide	Dégradation de l'esculine par les entérocoques
Gélose au sang frais	Hémolyse pour les entérocoques
Gélose chocolat	Les germes exigeants
Slanetz	Les streptocoques
Cétrimide	Les Pseudomonas
GNAB	Les vibrions



3.3. Identification

3.3.1. Examen macroscopique

Pour les examens macroscopiques des bactéries communes, aérobies stricts et anaérobies facultatifs, l'observation des colonies a été faite à l'œil nu ou à l'aide d'une loupe binoculaire.

Dans les conditions données, chaque espèce bactérienne développe une colonie de taille, de forme, de couleur et de consistance caractéristiques (Singleton, 1999).

L'aspect des colonies dépend du milieu utilisé, de la durée et de la température d'incubation. Pour chaque type des colonies distinctes nous avons noté les caractéristiques suivantes ; la taille, la forme, l'élévation, la transparence, l'aspect de surface, la consistance et la pigmentation. Pour l'examen macroscopique des champignons, on note surtout :

- La vitesse de pousse : rapide, lente ou très lente.
- La taille : colonies petites, étendues, envahissantes.
- Le relief des colonies : plates, plissées, cérébriformes.
- Consistance : molle, friable, élastique, cartonnée, dure.
- La couleur : colonie blanche, noire, crème ou colorée (verte, brune, orangée, grise ...).
- Pigment : présence, absence, diffusible ou non.

3.3.2. Examen microscopique

Au cours d'analyses microbiologiques, on peut observer des bactéries vivantes ou tuées et colorées, le plus souvent à l'aide d'un microscope optique. L'examen des bactéries fixées et colorées sur des frottis permet de mieux observer les détails morphologiques des cellules bactériennes et orienter l'identification (Delarras, 2007).

La coloration de Gram permet de diviser le monde des bactéries en deux groupes distincts, mais certaines bactéries peuvent présenter un Gram variable, cette coloration permet en général d'apprécier la pureté des souches bactériennes avant toute identification (Delarras, 2007). Le protocole est le suivant :

- Préparer un frottis d'une culture bactérienne pure ;
- Recouvrir le frottis de violet cristal oxalaté ; laisser agir 1 minute ; rincer à l'eau distillée.



- Verser du Lugol et le laisser agir pendant 1 minute ; rincer à l'eau distillée.
- Décolorer à l'alcool à 95°, entre 15 et 30 secondes ; rincer à l'eau distillée.
- Recolorer avec de la safranine pendant 10 à 30 secondes ; rincer à l'eau distillée. La safranine peut être remplacée par de la fuchsine de Ziehl diluée au 1/10 (Delarras, 2007), 30 secondes à 1 minute (Denis et *al.*, 2007).
- Sécher entre deux feuilles papier-filtre (Denis et *al.*, 2007) puis au-dessus de la flamme d'un bec Bunsen.
- Observer au microscope à l'objectif x100 à immersion.

Avec cette coloration double, les bactéries Gram positif apparaissent en violet foncé tandis que les bactéries Gram négatif sont colorées en rose (Delarras, 2007).

3.3.3. Examen liés aux caractères biochimiques

L'identification des différentes bactéries isolées et purifiée a été réalisée grâce à des galeries biochimiques spécifiques pour chaque groupe bactérien:

Tableau 12: Identification biochimique des souches isolées

Galerie biochimique	Bactérie recherchée
API20E	– La galerie biochimique standardisée et miniaturisée Système API 20 E (BioMérieux) pour certains bacilles à Gram négatif, oxydase négatif.
API20NE	– La galerie biochimique standardisée et miniaturisée Système API 20 NE (BioMérieux) pour certains bacilles à Gram négatif non entérobactéries, oxydase positif.
API20Staph	– Le test de recherche de coagulase pour les cocci à Gram positif, catalase positive.
API20Strep	– Le test de recherche de coagulase pour les cocci à Gram positif en chaînette catalase négative.



3.3.4. Tests complémentaires

Plusieurs tests sont réalisés au cours de l'identification, on peut résumer ces tests dans le tableau 13 :

Tableau 13 : Test complémentaire pour l'identification biochimique des souches isolées.

Test	Réaction	Résultats	
		Positif	Négatif
Catalase	Dégradation l'eau oxygénée	Présence de bulle de gaz	Absence de bulle de gaz
Oxydase	Oxydation de cytochrome c réduit	Coloration violette	Aucune coloration
Staphylocoagulase	Coagulation du plasma oxalaté de chevale	Coagulation de plasma oxalaté	Pas de coagulation de plasma

3.4. Antibiogramme

Nous avons utilisé la méthode de Kirby-Bauer (recommandée par l'OMS) qui est basée sur la diffusion de substances antibiotiques imprégnées sur des disques en papier préalablement séchés qui doivent être déposés à la surface de la gélose. Les disques appliqués sur l'agar absorbent une quantité d'eau suffisante pour dissoudre l'antibiotique qui diffuse ainsi progressivement dans le milieu, suivant les lois physiques de diffusion des molécules à travers un gel.

Il se forme ainsi un gradient de concentration de l'antibiotique autour de chaque disque. Tandis que le mécanisme de diffusion se produit, la multiplication des germes ensemencés à la surface de l'agar intervient.

Au moment où se manifeste la phase logarithmique de croissance, les bactéries se multiplient plus rapidement que la diffusion de l'antibiotique ne peut progresser et les cellules bactériennes non inhibées continuent à se multiplier jusqu'à ce que la culture puisse être visualisée.

- **Milieu**

- Gélose Mueller Hinton (MH), coulée en boîtes de Pétri sur une épaisseur de 4 mm.
- Les géloses sont séchées avant l'emploi (Rahal et *al.*, 2008).



- **Inoculum**

- A partir d'une culture pure de 18 heures sur milieu d'isolement, racler à l'aide d'une anse de platine quelques colonies bien isolées et parfaitement identiques.
- Bien décharger l'anse dans 5 à 10 ml d'eau physiologique stérile à 0,9 %.
- Bien homogénéiser la suspension bactérienne, son opacité doit être équivalente à 0,5 McFarland ou à une D.O de 0,08 à 0,10 lue à 625 nm.
- L'inoculum peut être ajusté en ajoutant, soit de la culture s'il est trop faible, ou bien de l'eau physiologique stérile s'il est trop fort.
- L'ensemencement doit se faire dans les 15 mn qui suivent la préparation de l'inoculum (Rahal et *al.*, 2008).

- **Ensemencement**

- Tremper un écouvillon stérile dans la suspension bactérienne.
- L'essorer en le pressant fermement (en le tournant) sur la paroi interne du tube, afin de le décharger au maximum.
- Frotter l'écouvillon sur la totalité de la surface gélosée, sèche, de haut en bas, en stries serrées.
- Répéter l'opération deux fois, en tournant la boîte de 60° à chaque fois sans oublier de faire pivoter l'écouvillon sur lui-même. Finir l'ensemencement en passant l'écouvillon sur la périphérie de la gélose (Rahal et *al.*, 2008).

- **Application des disques d'antibiotiques**

- Il est préférable de ne pas mettre plus de 6 disques d'antibiotiques sur une boîte de 90 mm de diamètre. Les disques d'antibiotiques doivent être espacés de 24 mm, centre à centre.
- Tester la liste des antibiotiques selon la bactérie isolée.
- Presser chaque disque d'antibiotique à l'aide de pinces bactériologiques stériles pour s'assurer de son application. Une fois appliqué, le disque ne doit pas être déplacé (Rahal et



al., 2008). L'incubation se fait à 35°C pendant 18 heures. Les disques d'antibiotiques utilisés sont présentés dans le tableau (14).

Tableau 14 : Liste des antibiotiques utilisés pour l'évaluation de l'antibiorésistance.

Dénomination commune	Sigle de disque	Charge de disque en µg	Diamètre critique		
			Résistance	Intermédiaire	Sensible
Ampicilline	AMP	10	≤ 13	15-18	≥ 15
Cefazoline	CZ	30	21	22-26	27
Cefoxitin	Cx	30	≤ 24	-	≥ 25
Chloramphénicol	C	30	≤ 12	13-17	≥ 18
Colistine	Cl	25	≤ 10	11-12	≥ 13
Erythromicine	E	15	≤ 13	14-44	≥ 23
Fosfomycin	Fo	/	< 14	-	≥ 14
Gentamicine	Gen	10	≤ 12	12-14	≥ 15
Nitroferantoine	Nit	100	≤ 14	15-16	≥ 17
Oxacillin	OX	1	≤ 17	16-17	≥ 18
PénicillineG	P	10	≤ 28	-	≥ 29
Tétracycline	Te	30	≥ 14	15-18	≤ 19
Vancomycin	VA	30	-	-	≥ 17

- **Lecture**

- Mesurer avec précision les diamètres des zones d'inhibition à l'aide d'un pied à coulisse métallique, à l'extérieur de la boîte fermée (Rahal et *al.*, 2008).

4. Traitement statistique

Nous avons calculé les moyennes et les écarts types pour les différents paramètres étudiés. Nous avons également calculé le coefficient de corrélation de Pearson afin de mettre en évidence les différentes liaisons entre les paramètres étudiés.

Nous avons procédé à l'analyse de la variance pour étudier la variation des différents paramètres de reproduction. Pour tous ces calculs un logiciel statistique a été utilisé ; le Statistica (version 6.0).



Conclusion et perspectives

Notre étude nous a permis de faire le point sur la base de connaissances concernant les paramètres de la reproduction, et l'identification des bactéries potentiellement présentes dans les fientes des hirondelles de fenêtre.

L'analyse de nos résultats montre que la date d'arrivée est précoce par rapport aux populations européennes situées plus au nord. Les grandeurs des pontes des premières nichées affichent des valeurs les plus importantes dans notre région comparée à celles enregistrées plus au Nord et à l'Est des régions de nidification, mais le pourcentage de deuxième ponte est plus faible. Le succès à l'éclosion et le succès de la reproduction sont relativement importants par rapport aux résultats mentionnés en Europe.

Nos résultats ont montré que les fientes des hirondelles de fenêtre constituent un biocontaminant de l'environnement. En d'autres termes, elles présentent une diversité de bactéries dont certaines espèces sont pathogènes pour l'homme, et assez résistantes aux antibiotiques. Cela montre que nos régions d'étude sont des zones à risques d'émergence ou de réémergence de pathologies animales ou humaines.

Cette étude s'insère dans un programme dont le but est de maîtriser les maladies infectieuses qui sont les conséquences de l'envahissement de l'organisme par des bactéries, autrement dit comprendre les mécanismes qui conditionnent l'apparition d'une situation épidémique, ainsi que les risques potentiels de transmission des germes de la faune sauvage à l'homme.

Bien évidemment ce mémoire ne répond pas aux questions explicites d'expansion de l'hirondelle de fenêtre en Algérie, les résultats obtenus n'ont pour l'instant qu'un intérêt limité et anecdotique puisque nous ne disposons pas de toutes les données pour évaluer la présence de l'hirondelle de fenêtre dans notre région.

Donc les perspectives s'imposent pour pouvoir répondre concrètement à nos interrogations telles :

- Faire un monitoring autrement dit un programme de bio-surveillance des populations d'hirondelle de fenêtre en Algérie.
- Cartographier tous les sites de nidification de l'espèce dans notre région et en Algérie.



- Étudier l'adaptation des hirondelles dans le milieu urbain aux différents milieux colonisés sur son aire de répartition algérienne et comparer les résultats entre eux.
- Caractériser les principaux germes (parasites, bactéries, virus...) des hirondelles de nos villes potentiellement transmissibles à l'homme (type zoonose).
- Étudier l'épidémiologie des principales zoonoses identifiées.
- Déterminer les facteurs environnementaux influençant ces zoonoses.
- Développer des outils mathématiques qui permettent de simuler des épidémies en zone urbaine en intégrant les caractéristiques comportementales et physiologiques des hirondelles.
- Mettre en place une surveillance sanitaire des maladies véhiculées par l'hirondelle et potentiellement transmissibles à l'homme.



Références bibliographiques

Abiola F.A. (1979). Contribution a l'étude des anthroozoonoses infectieuses majeures en Afrique. Thèse de doctorat. Ecole inter-état des sciences et médecine vétérinaires de Dakar. 222 p.

Acha P.N. et Szyfres B. (2005). Zoonoses et maladies transmissibles communes à l'homme et aux animaux, Bactérioses et Mycoses. Troisième édition, Vol. 1, 382 p.

Afssa. (2006). Description de danger transmissible par les aliments : *Campylobacter* spp. 3 p.

Aimeur R., Bouaziz O., Kabouia R. et Bererhi E.H. (2010). Prévalence de *Mycoplasma gallisepticum* et de *Mycoplasma synoviae* dans les élevages avicoles de l'Est Algérien. *Revue médecine vétérinaire*, vol. 161 N°3, p. 141-145.

Alaoui A.S. (1998). Examen cyto-bactériologique urinaire en milieu extrahospitalier, Biologie infectiologie, Tome IV-N°1.

Alat F. (1974). Gelegegrösse, Höhe der brutverluste und bruterfolg bei der Mehlschwalbe (*Delichon urbica*). *Zool. Listy*. 23. p.p. 343-356.

Allen R. W. et Nice M. M. (1952). A Study of the Breeding Biology of the Purple Martin (*Progne subis*). *American Midland Naturalist*, 47: 606-665.

Anini L. (2010). Les zoonoses en France, évaluation des connaissances des médecins et vétérinaires. Thèse de doctorat en vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse.

Anne D., Jean C., Dr Eric D. ET Pr Marc D. (2008) : Cours de bactériologie virologie immunologie.

Anonyme (2005). Recommandation et la lutte contre le charbon animal et humain .Guide méthodologique. Institut de veille sanitaire. 35 p.

Anonyme (2013). La tuberculose. Association des vétérinaires en industrie animale. 03 p.

Aouati H. (2009). Isolement des souches de *Staphylococcus aureus* résistantes à la méthicilline. Thèse de doctorat. Université Mentouri, Constantine. 123 p.



Références bibliographiques.....

Aouissi A. (2010). Microbiologie et physico-chimie de l'eau des puits et des sources de la région de Guelma (Nord-Est de l'Algérie). Mémoire de Magister. Université 08 mai 1945, Guelma.141p.

Arnal P. (2003). Source et caractère entérotoxigène des staphylocoques en élevage ovin laitier. Thèse doctorat. L'école Nationale Vétérinaire de Toulouse. Toulouse, 57 p.

Aslan A. et Kiziroglu I. (2003). Sakaryabasi/Eminekin Goleti ve cevresinin Ornitho faunasi uzerine arastõrmalar. *Turk. J. Zool.* 27: 19-26. *Aves* 19/4: 274.

Avril J.L., Dabernat H., Denis F. et Monteil H. (1992). Bactériologie clinique. 2ème édition. Paris : Ellipses, 522p. Bactériologie médicale. Paris : Masson, 594 p.

Banbura J. et Zielinski P. (1998b). Timing of breeding, clutch size and double broodness in Barn Swallows (*Hirundo rustica*). *Ornis. Fennica.* 75. p.p. 177-183.

Banbura J., Blondel J., Galan M. J. et Maister M. (1994). Nestling Diet variation in an insular Mediterranean population of Blue tits *Parus caeruleus*- effects of years, territories and individuals. *Oecologia*, 100: 413-420.

Beaman M., Porter R.F. et Vittery A. (1975). Bird Report No. 319, 1970-1973, *Ornithological Society of Turkey*, London.

Benchikh C. (2004). Alimentation et nidification de l'Hirondelle de fenêtre *Delichon urbica* Linné, 1758 (Aves, Hirundinidae) au lieu- dit Les "Eucalyptus" (Mitidja- Alger). Thèse Magister, INA, El- Harrach, 298 p.

Benchikh C., Daoudi-Hacini S., Doumandji S., Farhi Y. ET Sekour M., (2006). Evolution de la nidification de l'Hirondelle de fenêtre *Delichon urbica* Linné, 1758 (Aves, Hirundinidae) aux Eucalyptus (Mitidja) en 2000 – 2005. 10^{ème} Journée d'Ornithologie, 6 mars 2006, *Lab. Ornith., Dép. Zool. agri. for., INA. El-Harrach*, p 23.

Bensouileh T., Kirat H., Toauti H. (2012). Mémoire Microbiologie des feints de hirondelle de fenêtre dans la région de Guelma ; mémoire de Master : santé, Eau, Environnement. Université 08 Mai 1945 Guelma.

Bourdon T.L. et Marchal N. (1973). Techniques Bactériologiques. *Dion.* 335p. bbs

Bryant D. M. (1975 a). Breeding biology of House martin (*Delichon Urbica*) in relation to aerial insect abundance. *Ibis.* 117. p.p. 180-216.



Références bibliographiques.....

Bryant D. M. (1978a). Establishment of weight hierarchies in the brood of House martin (*Delichon urbica*). *Ibis*. 120. p.p. 16-26.

Bryant D. M. (1978b). Environmental influences on growth and survival of nestling House martin. *Ibis*. 130. p.p. 268-274.

Bryant D.M. (1979). Reproductive cost in the House martin (*Delichon urbica*). *J. Anim. Ecol.* 48. p. 655-675.

Bryant D.M. et Westerterp K.R. (1980). The energy budget of the House martin (*Delichon urbica*). *Ardea*, (68): 91 - 102.

Bryant D.M. et Gardiner A. (1979). Energetics of growth in House Martins (*Delichon urbica*). *Journal of Zoology* (London), 189 : 275-304.

Cardona C.J., Bickford A.A., Charlton B. R. et Cooper G. L. (1993). *Enterococcus durans* infection in young chickens associated with bacteremia and encephalomalacia. *Avian Diseases*, 37(1):234-239; 9.

Chabi Y. (1998). Biologie de la reproduction des mésanges bleue dans chênaies du Nord Est de l'Algérie . thèse doctorat. Badji mokhtar. Annaba, 162p.

Charve M.T. (2002). Listériose et toxoplasmose : deux maladies a risque pour la femme enceinte. Thèse doctorat, Alfort, Ecole Nationale Vétérinaire d' Alfort, 80 p.

Cole L. C. (1954). The population consequences of life history phenomena. *Quart. Rev. Biol.* 29: 103-137.

Corinne M., Picault J.P., Kempf I. (2001). Etude expérimentale de la transmission indirecte des mycoplasmoses aviaires. *Epidémiologie et santé animal.* 40, 57-62.

Corrand L. (2009). La tuberculose aviaire .école nationale vétérinaire. Toulouse , 03 p.

Cramp S. (1988). Handbook of the birds of Europe, The middle East and North Africa. Vol. V. Oxford University. Press, Oxford.

Cramp S. et Perrins C. (1994). Handbook of the birds of Europe, the Middle East and North Africa. Vol. V. Oxford University Press, Oxford.

Cramp S. et Ward J.H. (1934). A census of house martins and swallows near Manchester 1933. *Journal of animal ecology*, 31: 1-7.



Références bibliographiques.....

D.P.A.T. (2008). Direction De La Planification Et De l'Aménagement Du Territoire. Rapport Interne, Monographie De La wilaya De Guelma. 36 p.

Daoudi-Hacini S., Benchikh C., Doumandji S. et Sekour M. (2006) : Comparaison entre le régime alimentaire de l'Hirondelle de fenêtre (*Delichon urbica*) et les disponibilités alimentaires du milieu dans la partie centrale de la Mitidja (Les Eucalyptus). 10^{ème} *Journée Ornithologie*, 6 Mars 2006, *Lab. Ornith., Dép. Zool. agri. for., Inst. nati. agro., El-Harrach*, p. 28.

De Bont A. F. (1962). Composition des bandes d'hirondelle de cheminée dans son quartier d'hiver, *Gerfaut*, 52 : 298-343.

De Lope F., Gonzalez G., Perez J. J et Møller A. P. (1993). Increased detrimental effects of ectoparasites on their birds hosts during adverse environmental. *Ecol.* 95. p.p. 234-240.

De Lope F., Moller A.P. et De La Cruz C. (1998). Parasitism, immune response and reproductive success in the house martin *Delichon urbica*. *Oecologia*, 114 : 188-193.

Delarras C. (2007). Surveillance Sanitaire Et Microbiologique Des Eaux: Réglementation-Prélèvements – Analyses. Paris : 2 Editions TEC & DOC, 226 p.

Delarras C. (2008) .surveillance sanitaire Et Microbiologique des eaux : Règlementation-Prélèvements-Analyses.*TEC & DOC*.269p.

Devriese L.A., Uyttebroek E., Ducatelle R., Viaene N., Derijcke J. et Gevaert D. (1990). Tracheitis due to *Enterococcus faecalis* infection in canaries. *J Assoc Avian Veterinarians*, 4(2):113-116; 5.

Devriese, L.A., Baele M. et Butaye P. (2006). The genus *Enterococcus*: Taxonomy. In *Prokaryotes 3rd edition* (Dworkin, M., Falkow, S., Rosenberg, E., Schleifer, K.-H., & Stackebrandt, E., Eds): 4 pp 4-75. Springer, New York, NY, USA.

Dias P.C. (1994). Adaptation et maladaptation des mésanges blues dans les mosaïques d'habitats méditerranéens: l'hypothèse source puits. Thèse d'université. Univ. Montpellier II. P 232.

Dias P.C. et Blondel J. (1996). Breeding time, food supply and fitness components in Mediterranean Blue tits. *Ibis*138: 108-113.

Dorst J. (1971). La vie des oiseaux. Ed. Bordas, Paris, Vol.12(II) :391-76.



Références bibliographiques.....

Farhi Y. (2002). Bio-écologie de l'Hirondelle de fenêtre *Delichon urbica* Linné, 1758 (Aves, Hirundinidae) : régime alimentaire et reproduction. Thèse Magister, INA, El-Harrach, 224 p.

Farhi Y., Doumandji S., Daoudi- Hacini S. et Benchikh C. (2003). Comparaison entre régime alimentaire de l'Hirondelle de fenêtre (*Delichon urbica*) et les disponibilités alimentaires du milieu dans la région de Tizi Ouzou. *Rev. Ornithologia algerica*, III (1): 12-

Fouarge J.P. et Monmart A. (1992). L'hirondelle de fenêtre (*Delichon urbica*) à Namur de 1982 à 1992, *Aves*. 29/3-4 : 177-189.

Fulya S. et Nuri Y. (2006). Notes on the Nesting and Breeding of *Delichon urbica*. (Linnaeus, 1758) (Aves: Passeriformes) near Koprükoy (Kizilirmak, Turkey).

Ganiere J.P. (2008). Salmonelloses. Maladies réputées contagieuses ou à déclaration o
GUERIN J.L., BOISSIEU C. 2008. La candidose aviaire. *Revue d'avi campus*, Toulouse, L'école Nationale Vétérinaire de Toulouse, 2 p. bligatoire, 9 p.

Gautier A.B et Kempf I. (2008). Mycoplasmoses aviaires. Bulletin académie vétérinaire de France, tome 161 N° 2, p. 185-190.

Gavriel et Coll (1998). Microbiologie alimentaire. Dunod. 651p.

Geroudet P. mise à jour par Cuisin M. (1998). Les passereaux d'Europe tome 1 des coucous aux merles. Delachaux et Niestlé, Paris, France pp 199-207.

Gobernado M. (2007). Antimicrobial susceptibility of clinical *Escherichia coli* isolates from uncomplicated cystitis in women over a 1-year period in Spain. *Mémoire Online 2000-2010*.

Goetz R. (1979). Brutbiologie der Mehlschwalbe (*Delichon urbica*) im Bereich der voreifel. Die Vogelwelt. p.p. 85-107. Goldcrest (*Regulus regulus*). *J. Orn.* 127, 291–301.

Górska E. (2001). Population density and breeding ecology of the House Martin *Delichon urbica* in Pomerania (NW Poland). *Acta Ornithol.* 36: 79-84.

Guerin J.L et Boissieu C. (2008). La candidose aviaire. *Revue d'avi campus*, Toulouse, L'école Nationale Vétérinaire de Toulouse, 2 p.

Guerin J.L. (2005). Dossier d'actualité : le botulisme aviaire en questions ENVT, Clinique des Elevages Avicoles et Porcins. Ecole nationale vétérinaire Toulouse, 04 p.



Références bibliographiques.....

Guerin J.L. (2007). Le botulisme aviaire en questions ENVT, Clinique des Elevages Avicoles et Porcins Mise à jour : 23.08.2007.

Guiguen C. et Camin A.M. (1997). Le rôle des oiseaux en pathologie humaine. Dans : Philippe Clergeau, coordonnateur. Oiseaux à risques en ville et en campagne. Paris : INRA; 1997 ; 234).

Gundogdu E. (2002). Isparta cevresindeki bazi korunam alanlarda ormankuslari uzerine gozlemler I. Suleyman Demirel universitesi Orman Fakultesi Dergisi 1: 83-100.

Hardie J. M. et Whiley R.A. (2006). The genus *Streptococcus*-oral. In Prokaryotes 3rd edition (Dworkin, M., Falkow, S., Rosenberg, E., Schleifer, K.-H., & Stackebrandt, E., Eds): 4 pp 4-75. Springer, New York, NY, USA.

Heleili N. (2011). Etude préliminaire des mycoplasmoses respiratoires aviaires dans la région de Batna. Thèse doctorat. Université Hadj Lakhdar Batna, 202 p.

Hiller S. (2004). Fientes de pigeons et risques d'infection en milieu de travail au Québec problématique et mesures de prévention. Le Médecin du Québec, volume 39, numéro 1, janvier 2004.

Hund K. et Prinzing R. (1979). Investigation of the biology of House martin (*Delichon urbica*) in Oberschwaben (Southwest- Germany), 1979, p.p. 133-158.

Hund V.K. (1976). Beobachtungen, insbesondere zur Brutbiologie, an Oberschwabischen Populationen der Mehlschwalbe (*Delichon urbica*). *Orn. Mitt.* 28. p.p. 169-178.

Janda J.M. et Abbott S.L. (1998). Evolving concepts regarding the genus *Aeromonas*: an expanding panorama of species, disease presentations, and unanswered questions. *Clin. Infect Dis*, 27: 332-344.

Johnston R.D. (1993). Effects of diet quality on the nestling growth of a wild insectivorous passerine, the House martin (*Delichon urbica*). *Avian Ecology*. University of Stirling. UK. 7. p.p. 255-266.

Joubert L. (2015). Zoonoses. Encyclopædia Universalis [en ligne], consulté le 26 février 2015. URL : <http://www.universalis.fr/encyclopedie/zoonoses/>.

Kaismoune N. (2009). *Listeria monocytogenes* et les produits alimentaires. Thèse doctorat. Université Mentouri. Constantine, 92 p.



Références bibliographiques.....

Kamiński P. et Wolosiuk P. (1995). Breeding ecology of House Martins (*Delichon urbica*) in the conditions of north-east Poland. *Acta Ornithol.* 29: 135-143.

Kaya M., Yurtsever S. et Kurtonur C. (1999). Trakya Ornitofaunasi uzerine arastirmalar I. *Tr. J. of Zoology.* 23: 781-790.

Keller A. (2008). Mise en place d'un system de suivi sanitaire de la faune sauvage dans le parc national de Souss-Massa (Maroc). Ecole nationale vétérinaire de Lyon. Thèse de doctorat en vétérinaire.

Khadri S. (2004). Monographie Hydrogéologique De La Wilaya De Guelma. Mémoire D'Ingéniorat En Hydrogéologie, Université Badji Mokhtar. Annaba, 82 p.

Kilpper-Balz R., Wenzig P. et Schleifer K.H. (1985). Molecular relationships and classification of some viridans streptococci as *Streptococcus oralis* and emended description of *Streptococcus oralis* (Bridge and Sneath 1982). *Int. J. Syst. Bacteriol.* 35:482-8

Kirati B. et Brahmia N. (2006). Impact Des Eaux D'irrigation Sur Les Eaux Souterraines De La Plaine Alluviale De Guelma. Mémoire D'Ingéniorat En Hydrogéologie, Université Badji Mokhtar .Annaba. 113 p.

Konig C. (1968). Oiseaux d'Europe. Ed. Hatier, Paris, 256 p.

Krovacek et Coll. (1992). Isolation and virulence profiles of *Aeromonas* spp. from different municipal drinking water supplies in Sweden. *J. Food Microbiol.* 9(3) : 215-222.

Lahlah N. (2010). Traits d'histoire de vie et régime alimentaire de l'Hirondelle de fenêtre (*Delichon urbica meridionalis*) dans le Nord-est Algérien. Thèse Doctorat. Université BADJI Mokhtar. Annaba.

Lahlah N., Chabi Y., Bañbura M. et Bañbura J. (2006). Breeding Biology of the House Martin *Delichon urbica* in Algeria. *Acta Ornithologica*, 41(2):113-120.

Lebres E. (2006). Manuel des travaux pratique : analyse des eaux, Institut Pasteur d'Algérie.60p.

Leminor et Veron. (1989). Bactériologie Médicale. Flammarion Médecine Sciences. 845p.

Lind E. A. (1960). Zur ethologie und okologie der Mehlschwabe (*Delichon urbica*). *Ann. Zool. Soc. Vanamo.* 21. p.p. 1-123.



Références bibliographiques.....

Lyuleeva D. S. (1974). The breeding biology of swallows *Delichon urbica*, *Hirundo rustica*, *Riparia riparia*. In: [Studies in Avian Biology]. Nauka, Leningrad.

erzouki Y. (2010). Etude du comportement trophique et de la nidification de *Delichon urbica* Linné, 1758 (Aves, Hirundinidae) dans un milieu sub urbain dans l'algérois. Thèse Magister, *Eco. nati. sup. agro.*, El Harrach, 208 p.

Merzouki Y., Souttou K., Sekour M., Daoudi-Hacini S et Doumandji S. (2014). Prey selection by nesting House Martins *Delichon urbica* Linné, 1758 (Aves: Hirundinidae) in Algiers suburbs (Algeria). *Compte Rendue Biologie*. 337:53-61.

Møller A.P. (1994). Sexual selection and the Barn swallow. Oxford university. *Press. Oxford*.

Murray B. E. (1990). The life and times of the Enterococcus. *Rev. Clin. Microbiol.* 3:46-65.

Neuray P. (1982). Une colonie d'Hirondelles de fenêtre (*Delichon urbica*) dans une étable,

O.I.E. (2008). *Campylobacter jejuni* et *Campylobacter coli*, chapitre 2.9.3, Manuel terrestre de l'O.I.E, 1299-1306.

Organisation mondiale de la Santé -juin (2000).Département des Maladies transmissibles-Surveillance et Action, Normes recommandation par l'OMS pour la surveillance Deuxième édition.59 p.

Ouafae B (2003).Tuberculose humaine à *Mycobacterium bovis*: Enquête bactériologiqueEt Application de la PCR à la détection et l'identification du complexe *Mycobacterium tuberculosis*, 169p

Pajuelo L., De Lope F. et Da Silva E. (1992). Breeding biology of the House Martin (*Delichon urbica*) in Badajoz, W Spain. *Ardeola* 39: 15–23.

Pajuelo L., De Lope F. et Da Silva E. (1992). Breeding biology of the House Martin (*Delichon urbica*) in Badajoz, W Spain. *Ardeola* 39: 15–23.

Perrins C.M. (1970). The timing of birds' breeding season. *Ibis* 112: 242-255.

Peterson R. (2006). Guide p des oiseaux de france et d'europe. Édition : Delachaux et Niestlé, paris, France.



Références bibliographiques.....

Pikula J. et Beklova M. (1987). Bionomics of species of the family Hirundinidae. Acta Sc. Nat. Brno 21: 1–39.

Prescott L., Harley J. et Klein D. (2003). Microbiologie. Paris : De Boeck, 1164 p.

Pressanti C. (2007). Les risques professionnels en aviculture. Thèse doctorat. L'école Nationale Vétérinaire de Toulouse. Toulouse, 110 p.

Rahal K., Benslimani A., Tali-Maamar H., Missoum M., Abdoun A. et Ammari H. (2008). Standardisation de l'antibiogramme à l'échelle nationale selon les recommandations de l'OMS. 5ème édition. Alger, 109 p.

Reed K., Meece J., Henkel J., Shukla S. (2003). Bird migration and emerging zoonoses: West Nile virus, Lyme disease, influenza A and Enteropathogens. Clinical medical and research, 1: 5-12.

Rejsek F. (2002). Analyse des eaux ; aspects règlementaires Et techniques. Sceran. Paris. 360p.

Rheinwald G. (1979). Brutbiologie der Mehlschwalbe (*Delichon urbica*) im Bereich der Voreifel- Vogelwelt. 100. p.p. 85-107.

Rossel R.F. (2003). Listeria monocytogenes en abattage et découpe de porc : contrôle de la contamination environnementale des frigos de ressuage et salles de découpe. Thèse doctorat, Toulouse. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 104 p.

Rouaiguia M., Lahlah N., Bensaci E. et Houhamdi M. (2015). Feeding behaviour and the role of insect in the diet of northern house martin (*Delichon urbica*) nesting in northeastern Algeria." *African entomology*. Vol (23). 2015. (soumission)

Sakraoui R. (2012). Impact du régime alimentaire et du parasitisme sur la reproduction des populations de l'Hirondelle de Cheminée (*Hirundo rustica rustica*) dans le Nord-Est algérien ». Thèse de doctorat. University Badji Mokhtar. Annaba.

Saygilli F. et NURI Y. (2007). Notes on the Nesting and Breeding of *Delichon urbica* (Linnaeus, 1758) (Aves: Passeriformes) near Köprüköy (Kızılırmak, Turkey). *Turkish Journal of Zoology*. 31. 3.271.

Schuster I. (2002). Principales zoonoses parasitaires et bactériennes chez les personnes contaminées par le VIH en France et dans les territoires d'Outre-mer. Thèse Doct Vet, Alford.

Références bibliographiques.....



Seriot J. et ALVES D. (2002). Les Hirondelles Delachaux et Niestlé, Paris, France.

Singer D. (2008). Quel est donc cet oiseau ? Nathan, Paris, France.

Singleton P. (1999). Bactériologie 2ème cycle. 4ème édition. Paris: Dunod, 415 p.

Soula G.S. (1990). Étude bactériologique des infections urinaires à Bamako:Orientation pratique, médecine d'Afrique noire, N°37. Standardisation de l'antibiogramme en médecine humaine selon les recommandations de l'OMS 4eme édition, 2005.

Stearns S. (1992). The Evolution of Life Histories. – Oxford University Press, Oxford.

Stokke B.G., Moller A. P., Saether B.E., Rheinwald G. et Gutscher H. (2005). Weather in the breeding area and during migration affects the demography of a small long-distance passerine migrant. *The Auk*, 122 : 637-647.

Ternoy M.M. (2006). Appreciation et gestion du risque zoonotique concernant les enfants qui fréquentent des fermes pédagogiques en France métropolitaine. 159p.

Tony H. Paul S. (1997). Atlas de poche de microbiologie, 317p. Université Pierre et Marie Curie Bactériologie DCEM1 2002 -2003 Service de Bactériologie. P61-122p

Van Der Elst D. et Monmart A. (1985). Sur l'Hirondelle de fenêtre (*Delichon urbica*) à Namur. *Aves* 22/1 : 36-40.

Vansteenwegen C. (1992). Etude du passage et des retours de l'Hirondelle de cheminée (*Hirundo rustica*) en Belgique, *Aves* : 29/3-4 : 155-176.

Verheyen R. (1947). Les passereaux de Belgique deuxième partie Patrimoine du musée royal d'histoire naturel de Belgique, Bruxelles, Belgique pp 345-351.

Verheyen R. (1947). Les passereaux de Belgique deuxième partie Patrimoine du musée royal d'histoire naturel de Belgique, Bruxelles. Belgique pp 345-351.

Voisin J.F. Laboratoire Mammifères et Oiseaux Muséum national d'Histoire naturelle 55 rue de Buffon F-75005 Paris, France.

Walravens M. et Langhendries R. (1985). Nidification de l'Hirondelle de fenêtre (*Delichon urbica*) dans le sud et l'est de la région bruxelloise. *Aves*, 22/1 : 3-34.

Références bibliographiques.....



Zhou Z., Yue S., Lu Dong., Canwei X., Huw L. et Yanyun Z. (2012). Breeding biology of Asian House Martin *Delichon dasypus* in a high-elevation area 2012. *Forktail* 28: 62–66.

Sites web :

<http://www.7vet7.fr/article-veterinaire-61-6-les-maladies-transmissibles-a-l-homme-par-les-oiseaux> 26/02/2015 (1).

<http://www.docteurcliv.com/maladie/staphylococcie.aspx> staphylo 24.02.2015(2).

<http://www.microbiologie-medicale.fr/milieuxdisolement/selectifs/gram-/ss.htm>24.02.2015.

<https://chringel.files.wordpress.com/.../bio303-les-milieux-de-culture.pdf>.

mcavalla.free.fr/bts_ppt/2009/Milieux_culture_Microbiologie.pptx.



DISCUSSION

L'Hirondelle de fenêtre *Delichon urbica* est une espèce estivante nicheuse, très commune dans les villes du Nord en Algérie durant le printemps et l'été (Merzouki *et al.*, 2013).

En Algérie Lahlah *et al.*, (2006) à réalisé un travail sur la reproduction dans la région du Nord-Est, Merzouki *et al.*, (2014) sur la nidification de cet espèce dans un milieu suburbain et plusieurs publications sur le régime alimentaire de cette espèce (Merzouki *et al.*, 2013 ; Boukhemza *et al.*, 2013 ; Merzouki, 2010 ; Farhi , 2002) dans la région de Mitidja à Alger (Benchikh *et al.*, 2006). Farhi Y *et al.*, (2003), fait une comparaison entre régime alimentaire de l'hirondelle de fenêtre est les disponibilités alimentaires du milieu dans la région de Tizi Ouzou.

La colonie étudiée est installée dans la région de Bourouaih dans le Technicum (El-Khawarizmi) où le nombre de nids est très élevé. Chaque année les adultes reproducteurs ont installé leurs nids accrochés aux plafonds, ce qui place ces derniers à une hauteur approximative de 7,6 m.

Selon les observations directes de l'hirondelle de fenêtre durant la saison d'étude 2014, nous avons constaté que les dates d'arrivée dans notre région d'étude est noté à partir de début du mois de février, mais le plus grand du mouvement se produit vers la fin de ce mois et au début du mois de mars, ce qui peut être jugé très précoce par rapport aux autres régions de nidification en Europe. Ces résultats sont similaires à ceux présenté pour la colonie d'Annaba, Nord-est de l'Algérie et d'Alger (Konig, 1968 ; Lahlah, 2010).

En Turquie, les hirondelles de fenêtres sont également observées dès le début du mois d'Avril (la première semaine) (Fulya *et al.*, 2006 ; Beaman *et al.*, 1975 ; Kaya *et al.*, 1999 ; Gündogdu, 2002 ; Aslan *et al.*, 2003). En Espagne, cette espèce arrive vers la mi-Février (De Iope *et al.*, 1993). En France, sur une période de trente années, les résultats montrent que cette espèce arrive à partir de la première semaine du mois d'Avril (Réseau Régional Hirondelles, 2007).

La comparaison des dates d'arrivée par rapport la différente région d'étude, montre l'existence d'un gradient latitudinale. Les hirondelles arrivent en retard à régions situées plus



aux Nord de l'aire de sa nidification (Lahlah, 2010). Les dates d'arrivées varient selon les espèces, mais aussi selon l'âge et le sexe des individus (Sakraoui, 2012).

Chez l'hirondelle de fenêtre par exemple, les hirondelles arrivent en couple, mais toujours les adultes avant les jeunes (Manco et *al.*, 2010).

Nous avons constaté que l'hirondelle de fenêtre à Guelma commence à pondre en avril, et le premier œuf a été posé durant la troisième semaine du mois d'avril en 2014.

De nombreux facteurs peuvent influencer la date de disponibilité de la nourriture savoir de ponte, dans lequel la température joue un rôle important influençant sur l'apparition et l'activité des insectes (Perrins, 1970; Elkins, 1988).

Nos résultats comparés aux dates enregistrées dans les différentes régions de l'aire de nidification de cette espèce, confirment l'hypothèse selon laquelle, la date d'arrivée de cet oiseau aux sites de reproduction influence les dates de ponte, de façon que les populations qui arrivent en avance aux sites de nidification se reproduisent plus tôt que les populations tardives nichant au Nord de l'aire de nidification (Goetz, 1979 ; Bryant, 1978 ; De Iope et *al.*, 1993 ; Lyuleeva, 1974 ; Hund et Prinzing, 1979 ; Rheinwald, 1979 ; Pikula et Beklova, 1987 ; Cramp, 1988 ; Kamiński et Wołosiuk, 1995 ; Górska, 2001). Cette hypothèse explique en effet le décalage important des dates de ponte enregistrées dans notre région par rapport aux régions nordiques.

Dans notre région, la période de ponte s'étale du mois d'avril jusqu'au mois de Juillet avec une moyenne de 76 jours.

La bibliographie rapporte que dans le nord-ouest et le centre de l'Europe les premiers œufs sont pondus au début du mois de mai et la période de ponte s'étale de mai à octobre (Bryant, 1975b ; Hund, 1976). Dans le Nord et Nord-Est de l'Europe, les premières pontes ont lieu vers la fin du mois de mai ou le début du mois de juin avec une période de ponte qui s'étale de la fin du mois de mai jusqu'au mois de septembre (Lind, 1960). En Turquie, les premiers œufs sont trouvés aux nids vers le 30 avril (Fulya et Nuri, 2006) et en France, la date moyenne de ponte enregistrée est 15 mai (Poulin et *al.*, 2006).

On conclut que les périodes de ponte chez nous est un ajustement à des périodes d'abondance de nourritures précoces et courtes par rapport à celles des régions nordiques (Lahlah, 2010).



Nous avons constaté que la taille des couvées de la première ponte est de 4,4 et ce était inférieure à celles d'Annaba (4,7) (Lahlah et *al.*, 2006), l'Espagne (4,6), et pour les populations d'Europe centrale (4,2 à 4,7) (Rheinwald, 1979; Hund et Prinzinger, 1979) (de Lope et *al.*, 1993), mais supérieur à celui de l'Angleterre (3,87) (Bryant, 1975).

Cependant, la taille de la couvée dans la deuxième génération était plus petite que dans la première génération, et c'est le cas de toutes les populations étudiées dans différentes parties de l'Europe et de l'Afrique du Nord (Bryant, 1975; Cramp, 1988; Pajuelo *al.*, 1992; Lahlah et *al.*, 2006), et il était le plus bas à ceux rapportés dans la littérature de toutes les populations étudiées de l'hirondelle de fenêtre (Bryant, 1975; Hund et Prinzinger, 1979; Pikula et Beklova, 1987; Cramp, 1988; Pajuelo et *al.*, 1992; Lahlah et *al.*, 2006). Toutefois, dans cette étude la taille des couvées diminuée de manière significative dans les couvées successives.

Cependant, la taille de la couvée dans la deuxième ponte est de 3,13. Il était plus petite que dans la première génération, et ce était le cas de toutes les populations étudiées dans différentes parties de l'Europe et de l'Afrique du Nord (Bryant, 1975; Cramp, 1988; et Pajuelo *al.*, 1992; Lahlah et *al.*, 2006).

En ce qui concerne la population étudiée dans la région de Guelma, les pontes les plus fréquentes pour la première nichée sont celles à 5 œufs, et pour la seconde ponte sont celles de 4 ou 3 œufs. Nos résultats sont similaires à ceux observés dans la région d'Annaba (Lahlah, 2010).

Ce paramètre présente des différences significatives entre premières et secondes pontes, mais semble stable durant toutes les saisons ce qui confirme l'influence des facteurs ultimes sur la grandeur des couvées.

Nous pouvons dire que les hirondelles vivant chez nous s'investissent dans la réalisation de grandes pontes avec un maximum de poussins en début de saison de reproduction, alors que durant les secondes pontes et à cause des variation des conditions climatiques et par conséquent trophiques, les adultes réduisent leurs effort reproducteur en réalisant de petites pontes ou en se contentant d'une seule ou lieu de s'investir dans l'élevage d'une nichée souvent vouée à l'échec (Lahlah, 2010).



L'incubation par les deux parents a duré (première ponte 12,70 ; deuxième ponte 12,40), il est similaires à celles rapportés dans la littérature scientifique (Bryant, 1975; Zhou et *al.*, 2002;. Saygilli et Yigit, 2007).

Le nombre des œufs éclos et des jeunes envolées a diminué pendant la saison de reproduction. Ce type de tendance a été signalé dans de nombreuses études sur les hirondelles de fenêtre (Lahlah et *al.*, 2006;. Zhou et *al.*, 2012). L'éclosion et le succès d'envol étaient semblables à ceux d'Annaba, mais inférieurs à celle rapportés dans le centre et le Sud de l'Europe (Balat, 1974, Lahlah et *al.*, 2006; Hund, 1976; Hund et Prinzinger, 1979 ; de Lope et *al.*, 1993 ; Bańbura et Zieliński, 1998b ; Górska, 2001 ; Rheinwald, 1979 ; Pikula et Beklova, 1987; Pajuelo et *al.*, 1992), et l'Angleterre (Bryant, 1975).

Le nombre des œufs éclos de la première ponte est de 3,14. Cependant, le nombre des œufs éclos de la deuxième ponte est de 2. Il est plus petite que dans la première génération, et c'est le cas de la populations étudiées dans la région d'Annaba (3,3) pour la premier ponte et de 2,05 pour la deuxième ponte (Lahlah et *al.*, 2006).

Le nombre des jeunes envolées de la première ponte est de (3,0). Cependant, le nombre des jeunes envolées de la deuxième ponte est de 2. Il était plus petite que dans la première génération, et plus grand que la population étudiée dans la région d'Annaba (2, 86) pour la première ponte et de (1, 26) pour la deuxième ponte (Lahlah et *al.* , 2006).

Le pourcentage de la réussite de l'éclosion durant la première ponte est de (72,24%), de (58, 33%) pour la deuxième ponte. Il est plus petite que dans la première génération, ce résultats est plus grand que la populations étudiées dans la région d'Annaba (70%) pour la première ponte et de (58 %) pour la deuxième ponte (Lahlah et *al.*, 2006). En Espagne il est de (82 %) pour la première ponte et de (94 %) pour la seconde (de lope et *al.*, 1993). Il est très élevé par apport aux populations de Guelma et Annaba.

Le pourcentage de la réussite de l'envol durant la première ponte est de (96,91%) de (100%) pour la deuxième ponte. Il est plus grand que dans la première génération, et ce était le cas de la populations étudiées dans la région d'Annaba (69%) en 2004 et de (86%) en 2005 pour la premier ponte et de (61%) en 2004 et de (64%) en 2005 pour la deuxième ponte (Lahlah et *al.*, 2006).



Le pourcentage de la réussite de reproduction durant la première ponte est de (69,67%), et de (58,33%) pour la deuxième ponte. Il était plus petite que dans la première génération, et ce était le cas de la populations étudiées dans la région d'Annaba (50%) en 2004 et (61%) en 2005 pour la premier ponte et de (36%) pour la deuxième ponte durant les deux années 2004 et 2005 (Lahlah et *al.*, 2006). En Espagne il est de (86%) pour la premier ponte et de (72%) pour la seconde (de Iope et *al.*, 1993).

De nombreux microorganismes (bactéries, levures, virus, ...) peuvent être hébergés par les hirondelles comme par toutes les espèces animales. Certains d'entre eux sont susceptibles de transmettre des maladies à l'homme. La maladie se transmet par voie aérienne essentiellement lors du nettoyage des fientes. Ces derniers contiennent sans aucun doute des parasites et des virus qui auraient des incidences sur les populations aviaires et sur l'homme.

Notre étude a été réalisée sur l'hirondelle de fenêtre. Elle se limite exclusivement aux microorganismes procaryotes présents dans les fientes. Nos analyses révèlent une diversité et une multitude de bactéries chacune caractérisée par son mode de transmission, son pouvoir pathogène et sa résistance aux antibiotiques.

En vue des moyens disponibles au laboratoire, nous avons identifiés plusieurs espèces bactériennes appartenant à la famille des Entérobactéries et les bacilles à Gram négatif non fermentaires qui peuvent présenter un intérêt médical et voir même être potentiellement pathogènes.

Dans le site d'étude, les espèces retrouvées sont au nombre de vingt neuf, impliquées aussi bien dans les infections nosocomiales que communautaires, elles sont reconnues coupables des infections urinaires, toxi-infections alimentaires, des infections respiratoires.

Pour les souches identifiées par la galerie biochimique API20E : *Escherichia coli* 1, *Citrobacter braakii*, *Klebsiella ornithinolytica*, *Salmonella arizonae*, *Proteus mirabilis*, *Enterobacter cloacae*, *Pantoea ssp4*, *Klebsiella pneumoniae*, *Serratia liquefaciens*, *Enterobacter sakazakii*, *Serratia marcescens*, *Serratia odorifera*, *Kluyvera spp.*

Ainsi, les Entérobactéries sont généralement des hôtes normaux ou pathologiques du tube digestif de l'homme et des animaux.

Escherichia coli est loin l'espèce bactérienne la plus souvent impliquée en pathologie infectieuse chez l'homme. Plus de 80% des infections urinaires communautaires et 40 à 50%



des infections nosocomiales. Certaines souches d'*E. coli* sont virulentes et sont capables de déclencher spécifiquement chez l'homme des infections spontanées des voies digestives (entérites) et des infections urinaires ou encore des méningites néo-natales (Berche et *al.*, 1988).

L'infection urinaire est l'une des infections les plus rencontrées en pratique de ville comme en milieu hospitalier (Gobernado, 2007 ; Soula et *al.*, 1990 ; Alaoui, 1998). Les infections urinaires touchent environ 40 % à 50 % des femmes dans le décours de leur vie et un tiers des femmes fera une infection urinaire avant 24 ans.

Elles sont pour la plupart d'origine bactérienne (Kenkouo, 2008). Semra et *al* (2004) montrent que les germes les plus souvent isolés en Turquie sont les *E. coli* (73, 2 %). Goldstein (2000), montre qu'en France les germes les plus souvent isolés sont les *E. coli* (75%). (Alaoui, 1998) montrent que les *E-coli* et les *klebsiella* totalisent à eux seuls 69,2 % des germes isolés dans les ECBU (Examen Cytobactériologique des Urines), suivis des *Proteus*, des Staphylocoques, des Enterocoques, des Enterobacter et des Pseudomonas à Rabat au Maroc. Soula et al (1990) montrent que les germes les plus souvent isolés au Mali sont les *Klebsiella* (47 %), les colibacilles (*E.coli*) (21,9 %), les *Proteus* (8,9 %) et les Staphylocoques (8,4 %).

K. pneumoniae est un germe opportuniste impliqué dans des infections nosocomiales, généralement des infections urinaires, des pneumopathies et des septicémies. Les pneumopathies communautaires à *K. pneumoniae* bien que rares sont associées à avec une mortalité qui demeure élevée. Cette gravité est en partie à mettre sur le compte de la virulence de la bactérie. Un terrain fragilisé, immunodéprimé, un speiss et des abcès parenchymateux sont fréquemment identifiés et constituent d'autres facteurs classiques de gravité, qui participent aussi au pronostic de l'infection (Baudrand et *al.*, 1984).

Les salmonelles sont essentiellement des parasites intestinaux de l'homme et des animaux vertébrés, elles peuvent cependant être disséminées dans l'environnement par les excréta, si elles ne peuvent s'y multiplier, elles peuvent y survivre en particulier dans le sol pendant plusieurs semaines voire plusieurs mois, si les conditions de température, de pH et d'humidité sont favorables (Leminor et Veron, 1989).

La plupart des cas d'infection de *Salmonella arizonae*, ont été notés soit chez des patients jeunes ou ceux qui ont des maladies sous-jacentes, y compris les maladies du



collagène vasculaire, cancer, la transplantation d'organes et infection par le VIH (Hoag et Sessler, 2005).

Pour les souches identifiées par la galerie biochimique AP20 Staph : *Staphylococcus scuri*, *Staphylococcus hominis*, *Kocuria kristinae*, *Staphylococcus hyicus*, *Staphylococcus xylosus*, *Micrococcus spp.*

Les staphylocoques sont très répandus dans la nature et occupent une variété des niches écologiques. Parmi les espèces du genre *Staphylococcus*, certaines démontrent des préférences d'habitat et des niches chez leurs hôtes particuliers. La peau, les fosses nasales et l'oropharynx des animaux sains sont fréquemment colonisés par les staphylocoques (Arnal, 2003). Certains d'entre eux sont pathogènes pour l'homme.

Les staphylocoques sont des bactéries de la flore commensale cutanée et muqueuse des mammifères et des oiseaux possédant des facteurs de pathogénicité multiples rendant néanmoins un phénomène de portage sain possible.

Certaines de ces espèces sont pathogènes ou pathogènes-opportunistes. Des germes souvent pathogènes, spécifiques ou non d'une espèce animale. Ils sont responsables d'infections localisées (dermatites, métrites, vaginites), localisées (arthrites) et généralisées (septicémies, méningites, endocardites). Le réservoir est immense et représenté par les porteurs sains (qui hébergent les bactéries dans leurs cavités nasales, buccales) et les individus malades. Chez les oiseaux, la transmission est le plus souvent indirecte, à la suite d'un traumatisme articulaire, cutané ou bien par contamination fécale des œufs.

Pour les souches identifiées par la galerie biochimique l'AP20 Strep : *Lactococcus cremoris*, *Enterococcus faecalis*, *Aerococcus viridans*. 2, *Aerococcus viridans*. 1, *Enterococcus avium*.

Les entérocoques sont très répandus dans la nature et peuvent être retrouvés dans le sol, les plantes, l'eau, la nourriture et chez les animaux incluant les mammifères, les oiseaux, les insectes et les reptiles (Teixeira et al., 2007).

Les entérocoques appartiennent à la flore fécale commensale de l'homme. *Enterococcus faecalis* est l'espèce la plus souvent isolée suivie de *E. Faecium* et *E. Durans*, ils causent des infections urinaires surtout chez l'homme âgé. Ils constituent une des étiologies des infections nosocomiales : infections de plaies surtout après chirurgie gastro-



intestinale, abcès intra abdominal, péritonite. Souvent, ils sont associés à d'autres infections bactériennes dues aux Entérobactéries, germes anaérobies.

Les streptocoques font également partie de la microflore commensale animale. Comme chez l'homme, les streptocoques se retrouvent principalement dans la cavité buccale des animaux mais peuvent aussi être retrouvés sur la peau (Hardie *et al.*, 2006).

Les entérocoques sont considérés comme étant les habitants prédominants du tractus gastro-intestinal. Certaines prévalences des différentes espèces d'entérocoques selon l'hôte, l'âge, l'alimentation, ainsi que d'autres facteurs qui peuvent être liés aux changements des conditions physiologiques, telles que les maladies sous jacentes (Devriese *et al.*, 2006 ; Murray, 1990).

Les entérocoques font partis de la flore dominante de l'intestin chez beaucoup d'animaux dans les tous premiers jours de la vie, mais ceux-ci déclinent à des niveaux nettement inférieurs dans les 2 à 3 semaines suivantes (Devriese *et al.*, 2006). Des souches de *E. faecalis* ont été associées à des cas d'amylose chez les volailles par contre l'espèce *E. avium* est rarement isolée à partir des intestins d'oiseaux.

Pour les souches identifiées par la galerie biochimique API20NE : *Chryseomonas luteola*, *Serratia odorifera*, *Aeromonas hydrophila*, *Pasteurilla aerogenes*, *Pseudomonas fluorescens*.

Aeromonas hydrophila est un agent pathogène possible de la gastro-entérite, de la septicémie, de la cellulite, de la colite et de la méningite (Krovacek *et coll.*, 1992 ; Gavriel *et coll.*, 1998), elle peut causer aussi des infections respiratoires (Janda *et Abbott*, 1998).

A. hydrophila est également fréquent chez les oiseaux puisque cette bactérie a été isolée chez plus de 55 espèces différentes et parfois en culture pure (Euzéby, 2003). L'infection semble plus fréquente chez les oiseaux aquatiques et il semble que le régime alimentaire joue un rôle car les oiseaux carnivores sont moins infectés que les omnivores eux-mêmes moins infectés que les insectivores ou les piscivores. Chez les perruches et les passereaux, *A. hydrophila* serait responsable d'entérites et de troubles respiratoires. *A. hydrophila* est actuellement reconnue comme une bactérie responsable de pathologies digestives et extra-digestives (Euzéby, 2003).



Les résultats de l'antibiogramme montrent que toutes les souches isolées des fientes des hirondelles de fenêtre sont résistantes au moins à un antibiotique.

A cette caractéristique hautement pathogène des bactéries, vient s'ajouter leur résistance spectaculaire aux antibiotiques testés dans les normes médicales. L'étude de la sensibilité aux antibiotiques par la méthode de Kirby-Bauer (diffusion sur milieu solide) a révélé que 39, 33% des Entérobactéries isolées chez l'hirondelle de fenêtre sont résistantes, aux antibiotiques utilisés, 7, 33 % présentent une résistance intermédiaire et 53, 33 % affichent une sensibilité apparente. Pour les staphylocoques ; 29, 80% sont résistantes aux antibiotiques testés, présentent une résistance intermédiaire et 66, 80% affichent une sensibilité apparente. Le pourcentage des entérocoques résistants aux différents antibiotiques utilisés est de 40%. 5% présentent une résistance intermédiaire et 55% y sont sensibles.

Le développement de la résistance aux antibiotiques est affiché au niveau européen comme une préoccupation majeure en termes de santé humaine et animale, Concernant plus spécifiquement les infections humaines causées par des bactéries d'origine animale.

Les zoonoses ajoutent une nouvelle dimension aux préoccupations des responsables de la santé animale et de la santé publique, et tous les programmes de développement devraient en tenir compte et les inclure dans l'évaluation des risques liés à ces programmes (Canini, 2010).

Les symptômes des zoonoses peuvent être très variés chez l'homme et chez l'animal (Canini, 2010). Les signes cliniques peuvent être difficiles, voire impossibles à observer chez les animaux sauvages. Par conséquent, les méthodes épidémiologiques doivent être adaptées et doivent utiliser un éventail de données permettant de fournir une estimation valable de risque de transmission des agents pathogènes en cause (Keller, 2008). Ainsi une surveillance préventive clinique et biologique des différentes populations, notamment de la faune sauvage, est importante pour déceler au plus vite la présence d'une maladie infectieuse ou d'une zoonose et prendre rapidement les mesures appropriées (Keller, 2008).

Pour les zoonoses émergentes, il est important de connaître le réservoir animal: animaux de production, animaux de compagnie, animaux exotiques, ou animaux sauvages: Selon des études menées par l'INRA en 2007, parmi la trentaine d'agents pathogènes identifiés, les agents zoonotiques sont très souvent de nature bactérienne (exemples : *Campylobacter*, *Salmonella*, *E. coli*) ou parasitaires, mais, beaucoup plus rarement, de nature



virale. Ainsi, est-il légitime de se poser la question sur les risques réels que peut présenter la cohabitation, entre l'homme et l'hirondelle de fenêtre, son compagnon de longue date.

Les fientes d'oiseaux fournissent un milieu riche en azote favorable à la multiplication de certains agents de zoonose (Schuster, 2002).

Actuellement toutes les conditions sont réunies pour l'émergence ou la réémergence des zoonoses bactériennes. Celles-ci étant déjà rapportées par les autorités de nombreux pays. Elle est liée à l'association de deux grands facteurs qui sont d'ailleurs vérifiés dans notre contexte: augmentation du risque d'exposition aux fientes et diminution des défenses de l'hôte. Donc, l'hirondelle de fenêtre pourrait à n'importe quel moment déclencher un épisode zoonotique dans la zone d'étude.



Résumé

Notre étude a porté sur certains aspects de la biologie de reproduction de l'hirondelle de fenêtre (*Delichon urbica meridionalis*) nichant dans la région de Guelma Nord-est de l'Algérie, et sur l'identification de certaines bactéries pathogènes faisant partie de la microflore des fientes de cet oiseau.

L'étude et le suivi de l'installation de colonies d'hirondelles de fenêtre dans la région de Guelma ont commencées dès l'arrivée des premiers colonisateurs pendant le mois de février, jusqu'à la fin de la période de reproduction, soit après les deux pontes de la saison, durant le mois de septembre.

Notre étude a montré que la grandeur de ponte diminue au cours de la saison de reproduction. Le nombre d'œufs éclos et le nombre de jeunes à l'envol présentent des moyennes plus importantes pendant la première ponte, mais relativement faibles pendant la seconde. Enfin, le succès de la reproduction et le succès à l'envol montrent globalement des pourcentages élevés durant la première ponte.

L'analyse bactériologique des fientes de l'Hirondelle de fenêtre a révélé des espèces la présence des bactéries: *Escherichia coli. 1*, *Salmonella arizonae*, *klebsiella pneumoniae*, *Staphylococcus hycus*, *Staphylococcus xylosus*, *Micrococcus ss*, *Enterococcus feacalis*, *Aerococcus viridans.2*, *Aerococcus viridans.1*, *Enterococcus avium*, *Aeromonas hydrophila*, *Pasteurilla aerogenes*, *Pseudomonas fluorescens*. Ainsi, l'hirondelle de fenêtre pourrait à n'importe quel moment déclencher un épisode zoonotique dans la zone d'étude.

Les résultats obtenus ont montré la présence de plusieurs espèces bactériennes résistantes aux antibiotiques. Ces résultats mettent en évidence que l'hirondelle de fenêtre constitue un bio contaminant de l'environnement et un réservoir de microorganismes potentiellement pathogènes pour l'homme et représente un risque pour la santé publique.

Mots clés : Hirondelles de fenêtre, Nord-Est de l'Algérie (Guelma), biologie de reproduction, bactéries pathogènes, fientes d'oiseaux, zoonose.



الملخص

تركز دراستنا على بعض الجوانب البيولوجية لتكاثر طائر الخطاف (*Delichon urbica meridionalis*) التي تعيش في منطقة قالمة شمال شرق الجزائر، كما تهدف هذه الدراسة إلى التعرف على بعض أنواع البكتيريا المسببة للأمراض و التي هي جزء من الكائنات الدقيقة الموجودة في فضلات هذا الطائر.

بدأت الدراسة ورصد بناء هذا الطائر للأعشاش في منطقة قالمة فور وصول أول الوافدين خلال شهر فبراير إلى غاية نهاية موسم التكاثر و ذلك في نهاية شهر سبتمبر.

حيث أظهرت نتائج هذه الدراسة أن حجم التفريخ يتناقص تدريجيا خلال موسم التكاثر. إذ أن متوسط عدد البيض الذي فقس وعدد الفراخ لديها أكبر أثناء مرحلة وضع البيض الأولى، ولكنها منخفضة نسبيا في المرحلة الثانية. و أخيرا فإن نجاح التكاثر يظهر نسب عالية في بداية موسم التكاثر.

دراسة البكتيريا الموجودة في فضلات هذا الطائر سلطت الضوء على ما يحمله من أنواع مختلفة نذكر البعض منها :

Escherichia coli, *Salmonella arizonae*, *klebsiella pneumoniae*, *Staphylococcus hyicus*, *Micrococcus ss*, *Enterococcus faecalis*, *Aerococcus viridans*.2, *Staphylococcus xylosus*, *Aerococcus viridans*.1, *Enterococcus avium*, *Aeromonas hydrophila*, *Pasteurilla aerogenes*, *Pseudomonas fluorescens*

كما أظهرت النتائج المتحصل عليها وجود العديد من الأنواع البكتيرية المقاومة للمضادات الحيوية التي قد تسبب في الإصابة بالعديد من الأمراض بمنطقة الدراسة. و بذلك فان طائر الخطاف يشكل خطرا على الصحة العامة.

الكلمات المفتاحية: طائر الخطاف، شمال شرق الجزائر (قالمة)، بيولوجيا التكاثر، البكتيريا المسببة للأمراض، فضلات الطيور.



Abstract

Our study focuses on some aspects of the reproductive biology of the House Martin (*Delichon urbica meridionalis*) nesting in the region of Guelma Northeast of Algeria, and the identification of some pathogenic bacteria that are part of the microflora this bird dropping.

The study and monitoring of the installation of house martin colonies in the Guelma region have started upon arrival of the first settlers during the month of February until the end of the breeding season or after the two clutches of the season, during the month of September.

Our study showed that spawning size is decreased during the breeding season. The number of eggs hatched and the number of fledglings has larger average during the first brood, but relatively low for the second. Finally, the success of reproduction and the flight show overall high percentages during the first laying

The bacteriological analysis House Martin droppings revealed different species of bacteria: *Escherichia coli. 1*, *Salmonella arizonae*, *klebsiella pneumoniae*, *Staphylococcus hyicus*, *Staphylococcus xylosus*, *Micrococcus ss*, *Enterococcus faecalis*, *Aerococcus viridans.2*, *Aerococcus viridans.1*, *Enterococcus avium*, *Aeromonas hydrophila*, *Pasteurilla aerogenes*, *Pseudomonas fluorescens*.

The results obtained show the presence of several bacterial genera resistant to antibiotics. These results show that the House Martin has been a bio environmental contaminant and a reservoir of potentially pathogenic microorganisms to humans and pose a risk to public health. Momentary trigger a zoonotic episode in the study area.

Keywords: House Martins, Northeast of Algeria (Guelma), reproductive biology, pathogenic bacteria, bird droppings, zoonosis.



Tableau.1 : matrice des données de la première occupation des nids de la colonie de l'hirondelle de fenêtre située à Guelma

NID N°:	Hauteur du nid / sol	Age des nids N=0 A=1	date de ponte 1= 01 avril 2014	température moyenne	date d'éclosion 1= 01 avril 2014	Grandeur de ponte	œufs éclos	jeune envolé	Durée de l'incubation /j	Sucée de l'éclosion	Sucée de l'envol	Sucée de reproduction
1	7,6	1	24	15,00	41	5	3	3	12	60,00%	100,00%	60,00%
2	7,6	1	26	12,00	44	6	5	2	13	83,33%	40,00%	33,33%
3	7,6	1	36	17,50	53	5	1	1	12	20,00%	100,00%	20,00%
4	7,6	1	31	15,00	50	5	4	4	14	80,00%	100,00%	80,00%
5	7,6	1	54	20,50	74	4	1	1	16	25,00%	100,00%	25,00%
6	7,6	1	20	16,00	40	4	3	3	16	75,00%	100,00%	75,00%
7	7,6	1	35	12,50	52	5	4	4	12	80,00%	100,00%	80,00%
8	7,6	1	32	15,50	77	6	6	6	9	100,00%	100,00%	100,00%
9	7,6	1	25	14,50	43	5	1	1	13	20,00%	100,00%	20,00%
10	7,6	1	25	14,50	41	3	3	3	12	100,00%	100,00%	100,00%
11	7,6	1	48	15,50	/	4	0	0	/	0,00%	0,00%	0,00%
12	7,6	1	25	14,50	42	5	5	4	12	100,00%	80,00%	80,00%
13	7,6	1	31	15,00	49	4	4	4	14	100,00%	100,00%	100,00%
14	7,6	0	44	12,50	61	5	4	4	13	80,00%	100,00%	80,00%
15	7,6	0	40	18,50	58	5	5	5	13	100,00%	100,00%	100,00%
16	7,6	0	35	12,50	51	5	3	3	11	60,00%	100,00%	60,00%
17	7,6	1	43	19,50	58	2	2	2	13	100,00%	100,00%	100,00%
18	3,6	1	54	20,50	41	5	3	3	12	60,00%	100,00%	60,00%
19	3,6	1	31	15,00	51	5	2	2	16	40,00%	100,00%	40,00%
21	3,6	1	31	15,00	49	5	5	5	13	100,00%	100,00%	100,00%
22	3,6	1	33	10,50	51	5	5	5	13	100,00%	100,00%	100,00%



23	3,6	1	72	22,50	57	2	1	1	14	50,00%	100,00%	50,00%
24	3,6	1	21	16,00	39	2	2	2	16	100,00%	100,00%	100,00%
25	3,6	1	37	20,00	50	2	2	2	11	100,00%	100,00%	100,00%
26	3,6	1	21	16,00	36	5	4	3	10	80,00%	75,00%	60,00%
27	3,6	0	44	12,50	57	4	3	3	10	75,00%	100,00%	75,00%
28	7,6	0	42	22,50	56	4	3	3	10	75,00%	100,00%	75,00%
29	7,6	0	38	18,00	56	5	1	1	13	20,00%	100,00%	20,00%
31	7,6	0	41	21,50	56	4	3	3	11	75,00%	100,00%	75,00%
32	7,6	0	46	11,50	62	5	4	4	11	80,00%	100,00%	80,00%
33	7,6	0	44	12,50	62	4	2	2	14	50,00%	100,00%	50,00%
34	3,6	0	46	11,50	65	5	2	2	14	40,00%	100,00%	40,00%
35	3,6	0	43	19,50	64	6	6	6	15	100,00%	100,00%	100,00%
36	7,6	0	46	11,50	65	5	5	5	14	100,00%	100,00%	100,00%
37	7,6	0	52	20,50	62	3	3	3	10	100,00%	100,00%	100,00%
	Moyenne		38	15,94	53,3235294	4,4	3,14285714	3	12,7058824	72,24%	96,91%	69,67%
	max		72	22,50	77	6	6	6	16	100,00%	100,00%	100,00%
	min		20	10,50	36	2	0	0	9	0,00%	40,00%	0,00%
	Ecartype		11,33	3,46	9,98	1,11	1,55	1,49	1,88	0,29	0,11	0,29



Tableau.2 : matrice des données de la deuxième occupation des nids de la colonie de l'hirondelle de fenêtre située à Guelma

NID N°:	Hauteur du nid / sol	Age des nids N=0 A=1	date de ponte 1= 01 avril 2014	température moyenne	date d'éclosion 1= 01 avril 2014	Grandeur de ponte	œufs éclos	jeune envolé	Durée de l'incubation /j	Sucée de l'éclosion	Sucée de l'envol	Sucée de reproduction
1	7,6	1	79	19,00	66	3	3	3	12	100,00%	100,00%	100,00%
10	7,6	1	73	21,00	/	3	0	0	/	0,00%	0,00%	0,00%
18	3,6	1	74	21,00	91	4	4	4	13	100,00%	100,00%	100,00%
19	3,6	1	96	23,50	/	2	0	0	/	0,00%	0,00%	0,00%
24	3,6	1	68	26,00	83	4	4	4	12	100,00%	100,00%	100,00%
26	3,6	1	76	23,50	97	3	3	3	13	100,00%	100,00%	100,00%
29	7,6	0	74	21,00	89	3	2	2	12	66,67%	100,00%	66,67%
39	7,6	0	84	29,00	/	3	0	0	12,400	0,00%	0,00%	0,00%
		Moyenne	78	23,00	85,2	3,125	2	2	12,4	58,33%	100,00%	58,33%
		max	96	29,00	97	4	4	4	13	100,00%	100,00%	100,00%
		min	68	19,00	66	2	0	0	12	0,00%	100,00%	0,00%
		Ecartype	8,63	3,24	11,84	0,64	1,772	1,77	0,49	0,49	0	0,49