

UNIVERSITE DE BLIDA1

Institut des Sciences Vétérinaires

THESE DE DOCTORAT

En Sciences Vétérinaires

Option: Microbiologie médicale des maladies zoonotiques

**ÉTUDE BACTÉRIOLOGIQUE DE LA FLORE
BUCCALE DES CARNIVORES DOMESTIQUES ET
RISQUES DE TRANSMISSION À L'HOMME**

Par

Kahina RAZALI

Devant le jury composé de :

M.Laafri	I.S.V Blida 1	Professeur	Président
H.Khaled	I.S.V Blida 1	MCA	Examineur
N.Azzag	E.N.S.V d'Alger	Professeur	Examinatrice
S.Bacha	I.S.V.Univ. Tiaret	MCA	Examinatrice
M.N.Menoueri	I.S.V Blida 1	Professeur	Invité d'honneur
K.Ait-oudhia	E.N.S.V d'Alger	Professeur	Promotrice
R.Kaidi	I.S.V Blida1	Professeur	Co-Promoteur

Blida, Décembre 2020

RÉSUMÉ

La flore buccale des chiens et des chats contient des bactéries pathogènes responsables de la contamination des plaies par morsure chez l'homme. L'identification de ces bactéries pourra orienter le clinicien sur le traitement adéquat des plaies surinfectées.

En Algérie, environ 120.000 personnes sont exposées aux morsures animales chaque année. Cependant, la flore buccale des chiens et des chats mise en cause dans la complication des plaies, reste méconnue.

L'objectif principal de cette présente étude est d'estimer la prévalence du portage asymptomatique des bactéries zoonotiques dans la cavité buccale des chiens et des chats en Algérie, afin d'évaluer le risque que pourraient représenter ces animaux sur la santé publique. Par la suite une étude bactériologique des plaies par morsures animales a été menée afin d'apprécier l'intérêt de la surveillance bactériologique des plaies après morsure animale et l'utilité d'un traitement précoce de ces plaies.

Des écouvillons buccaux ont été récoltés à partir de 200 animaux errants et apparemment sains en utilisant un écouvillon sec et stérile; 81 lésions consécutives à une morsure d'origine animale ont été aussi prélevées.

Les écouvillons ont été directement ensemencés sur différents milieux de culture: gélose chocolat, milieu Hektoen et milieu Chapman. L'identification biochimique des isolats a été faite en utilisant des différentes galeries biochimiques API (Appareillage Profile Index). La confirmation des staphylocoques à coagulase positive a été faite par la technique MALDI-TOF MS. L'étude de la sensibilité aux antibiotiques a été réalisée par la méthode de diffusion sur milieu gélosé.

Sur l'ensemble de 200 animaux, 185 (92.5%) sont révélés porteurs des bactéries pathogènes dans leurs cavités buccales, dont 55.13% (102/185) portaient plus de deux espèces bactériennes.

Au total 374 souches ont été isolées, réparties sur 15 genres différents; 11 sont des Gram négatif (*Proteus*, *Pasteurella*, *Escherichia*, *Moraxella*, *Klebsiella*, *Acinetobacter*, *Enterobacter*, *Pseudomonas*, *Aeromonas*, *Neisseria*, *Haemophilus*) et 4 sont des Gram positif (*Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Corynebacterium*, *Bacillus*).

Les bactéries du genre *Pasteurella* ont été identifiées chez 44 animaux; 51 souches ont été isolées: 21 *P.multocida*, 21 *P.pneumotropica* et 9 *P. sp.*

Parmi les 81 patients mordus inclus dans l'étude, 15 ont présenté une surinfection de la plaie. Différentes espèces bactériennes ont été isolées: *Staphylococcus* à coagulase positive (CoPS), *Staphylococcus* à coagulase négative (CoNS), *P.multocida*, *Moraxella* spp., *P.mirabilis*.

Ce travail qui est qualifié comme original en Algérie en matière d'identification de la flore buccale des carnivores domestiques transmise à l'homme après morsure, montre que les chiens et les chats errants portent dans leurs cavités buccales de nombreuses bactéries zoonotiques potentiellement pathogènes comme *Pasteurella* spp. qui peut être multi résistante.

Mots clés : flore buccale, *Pasteurella*, chien et chat, homme, morsure.

SUMMARY

Knowledge of the potential pathogenic bacteria found in the oral cavity of dogs and cats may be helpful in selecting appropriate treatment for infected bite wounds.

In Algeria, an average of 120.000 people are exposed to animal bites every year, but, little is known about the oral flora of dogs and cats that causes bite complications.

This aim of this study was to determine the prevalence of oral zoonotic bacteria in stray dogs and cats in Algeria, and to identify pathogens associated with bite complications in humans.

Swabs were collected from oral cavities of 200 stray dogs and cats and wounds of 81 patients examined for animal bites, and cultivated in several media: chocolate agar, Hektoen agar, and Mannitol Salt Agar «Chapman medium». Bacterial isolates were identified using multiple API commercial kits (Analytical Profile Index) and tested for antibiotic susceptibility by disk diffusion method. The biochemical identification of CoPS was confirmed with MALDI-TOF MS.

Overall, 185/200 (92.5%) animals had zoonotic bacteria in their mouths, of which 55.13% (102/185) had at least two bacterial pathogens. Out of 185 carriers of zoonotic bacteria, 374 pathogenic strains belonging to 15 genera were isolated. Eleven (11) genera were Gram negative (*Proteus*, *Pasteurella*, *Escherichia*, *Moraxella*, *Klebsiella*, *Acinetobacter*, *Enterobacter*, *Pseudomonas*, *Aeromonas*, *Neisseria*, *Haemophilus*), and 4 genera were Gram positive (*Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Corynebacterium*, *Bacillus*).

Fifty one (51) strains of *Pasteurella* were isolated from 44 carriers of *Pasteurella* (21 *P. multocida*, 21 *P. pneumotropica* and 9 *Pasteurella* sp).

In all 81 bite wounds, 15 were infected ;a wide variety of bacteria were isolated : *Staphylococcus* à coagulase positive (CoPS), *Staphylococcus* à coagulase negative (CoNS), *P. multocida*, *Moraxella* spp., *P. mirabilis*.

To our knowledge, this study is the first in our country to detect zoonotic bacteria found in dogs and cats' oral cavities. It demonstrates that stray dogs and cats in Algeria carry many opportunistic and/or potentially pathogenic bacteria in their mouths, including *Pasteurella* species, leading to infection of bite wounds and scratches.

Key words: oral flora, *Pasteurella*, dog and cat, human, bite.

ملخص

تحمل الكلاب والقطط في تجويف فمها عدة أصناف من البكتيريا من بينها *Pasteurella* وبكتيريا ضارة أخرى كثيرة بإمكانها الانتقال إلى الإنسان عن طريق العض . إن معرفة هذه البكتيريا قد يساعد الطبيب على اختيار المضاد الحيوي المناسب في حال تسببها بتعفن الجراح الناجمة عن العض من طرف الحيوان.

في الجزائر، يتعرض كل عام حوالي 120.000 شخص للعض من طرف الكلاب والقطط، ومع ذلك فالبكتيريا المنتقلة مع لعاب هذه الحيوانات أثناء العض و المسببة لتعفن الجرح تبقى شبه مجهولة.

إذن فالهدف الرئيسي من إجراء هذه الدراسة هو تحديد نسبة *Pasteurella* و بعض أصناف البكتيريا الضارة الأخرى المتواجدة في أفواه الكلاب والقطط من أجل تقييم المخاطر التي تشكلها هذه الحيوانات على الصحة العمومية.

من أجل ذلك فقد تم أخذ عينات من لعاب 200 حيوان متشرد صحته جيدة ظاهريا وذلك باستعمال ماسح جاف و معقم. تم بعدها زرع العينات في أوساط مختلفة :

Gélose chocolat, milieu Hektoen, milieu Chapman. وتم تحديد الخصائص البيوكيميائية للبكتيريا المعزولة باستعمال ألواح API. أما بالنسبة لدراسة فعالية المضادات الحيوية فقد تمت باستعمال طريقة Diffusion sur gélose

من مجموع 200 حيوان تم إقحامهم في الدراسة، هنالك 185 (92.5%) يحملون جراثيم ضارة في أفواههم، من بينهم 102 (55.13%) يحملون أكثر من جرثومتين وقد تم عزل 374 سلالة تنتمي إلى 15 صنفا مختلفا؛ 11 منها سالب الجرام:

(*Proteus, Pasteurella, Escherichia, Moraxella, Klebsiela, Acinetobacter, Enterobacter, Pseudomonas, Aeromonas, Neisseria, Haemophilus*)

و4 موجبة الجرام: *Staphylococcus, Steptococcus, Corynebacterium, Bacillus*

وجدت *Pasteurella* عند 44 حيوان وتم عزل 51 سلالة منها:

21، *P. multocida*, 21 *P. pneumotropica*, 9 *P. sp*

من أجل تحديد الجراثيم المتسببة في تعفن الجراح الناتجة عن العض من طرف الحيوان و كذلك العوامل المؤثرة على ذلك فقد أجريت دراسة تكميلية على 81 شخصا تعرضوا للعض من طرف الكلاب والقطط، لدى 15 شخصا منهم جراح متعفنة، عزل منها عدة جراثيم مختلفة :

Staphylococcus à coagulase positive (CoPS), *Staphylococcus* à coagulase negative (CoNS), *P.multocida*, *Moraxella* spp., *P.mirabilis*.

أظهر هذا العمل الذي يعد الأول من نوعه في الجزائر حول البكتيريا المتنقلة إلى الإنسان عبر لعاب الكلاب والقطط عند العض، أن هذه الأخيرة تحمل في فمها عدة أصناف من البكتيريا الضارة، من بينها

Pasteurella التي بإمكانها أن تكون قادرة على التصدي لعدة مضادات حيوية.

كلمات البحث: جراثيم الفم، *Pasteurella*، الكلب و القط، الإنسان، العض

REMERCIEMENTS

Tout d'abord, je tiens à remercier ALLAH, le tout puissant qui a éclairé mon chemin.

À madame K.AIT-AOUDHIA «Professeur à l'Ecole Nationale de Sciences Vétérinaires d'Alger»

Vous avez accepté de diriger ce travail et vous m'avez accordé votre aide tout au long de sa réalisation. Vos connaissances, vos conseils et votre disponibilité m'ont été d'un grand secours.

Merci infiniment

À Monsieur R.KAIDI «Professeur à l'Institut des Sciences Vétérinaires de Blida 1»

Vous m'avez fait l'honneur d'accepter de codiriger ce travail. Pour vos précieux conseils, votre disponibilité, veuillez trouver ici le témoignage de mon profond respect et de ma plus vive reconnaissance.

À Monsieur M.N.Menoueri, «Professeur à l'Institut des Sciences Vétérinaires de Blida1»

Merci pour m'avoir initié au monde de la recherche et de m'avoir orienté dans le choix de la thématique .Merci pour votre gentillesse, vos précieux conseils et vos encouragements tout au long de ces années.

À Monsieur M.LAAFRI «Professeur à l'Institut des Sciences Vétérinaires de Blida1»

Vous m'avez fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury.
Hommage respectueux.

À Monsieur H.Khaled «Maître de conférence A à l'Institut des Sciences Vétérinaires de Blida1»

Vous m'avez fait l'honneur d'accepter d'être membre de jury. Soyez assuré de ma gratitude pour votre gentillesse et votre disponibilité.

À madame S.Bacha «Maître de conférence A à l'Institut des Sciences Vétérinaires de l'université Ibn Khaldoun de Tiaret»

Vous m'avez fait l'honneur d'accepter d'examiner ce travail.

Mes sincères remerciements.

À madame N.AZZAG «Professeur à l'Ecole Nationale de Sciences Vétérinaires d'Alger»

Vous m'avez fait l'honneur de juger ce travail. Veuillez trouver ici le témoignage de mon très grand respect et l'expression de mes remerciements sincères.

À Monsieur A.TARZAALI «Propriétaire de laboratoire d'analyse médicale Biogroupe-Tarzaali»

Merci de m'avoir offert un stage au sein de l'un de vos laboratoires, et de mettre à ma disposition tous les moyens nécessaires. Merci pour votre confiance. Trouver ici l'expression de ma sincère reconnaissance.

À Monsieur Y.BENYAHIA «Chef de l'unité de microbiologie au laboratoire d'analyse médicale de professeur Tarzaali».

Je vous remercie de m'avoir conseillé, soutenu, et encouragé comme un père tout au long de mon cursus du magistère jusqu'à la finalisation de ma thèse de doctorat.

Permettez-moi de vous exprimer toute mon estime et mon admiration pour votre bonté, votre modestie, votre compréhension, ainsi que vos qualités humaines et professionnelles qui ne peuvent que susciter ma grande estime et profond respect.

Que le tout puissant vous prête une longue vie au service de tous.

À Mademoiselle N.KESSIRA «Médecin spécialiste en microbiologie médicale à l'unité de microbiologie de laboratoire d'analyse médicale de professeur Tarzaali»

Vous m'avez guidé et orienté à des moments difficiles dans la réalisation de ce travail, merci pour votre aide précieuse et vos multiples conseils. Je salue également toutes vos qualités humaines et rares de nos jours.

À toute l'équipe de l'unité de microbiologie de laboratoire d'analyse médicale de professeur Tarzaali

Vous m'avez accompagné avec bienveillance lors de mon travail expérimental, nous avons partagé des moments difficiles et des fous rires, vous êtes devenues une famille pour moi. Merci pour tout ce que vous m'avez transmis.

À Monsieur Filippo Giarratana «Directeur de laboratoire d'analyse microbiologique des aliments d'origine animale-Département des sciences vétérinaires-Université de Messine-Italie»

Je vous renouvelle ma profonde reconnaissance de m'avoir donné la possibilité d'évoluer sur le plan scientifique en apprenant plusieurs méthodes au sein de votre laboratoire, et pour tous les conseils constructifs. Enfin, merci pour votre confiance et votre disponibilité qui m'ont permis de mener à bien ce travail. Grazie

À toute l'équipe de laboratoire d'analyse microbiologique des aliments d'origine animale-Département des sciences vétérinaires-Université de Messine-Italie

Merci pour votre aide et votre participation à ce travail ainsi que pour votre gentillesse. J'ai passé avec vous des moments inoubliables. Grazie

À mon oncle Y.AGUENINI «Docteur vétérinaire et chef service au sein de la fourrière canine d'Alger», de m'avoir facilité l'accès pour la réalisation des prélèvements. Veuillez accepter mon cher oncle, mes sentiments d'estime et de profond respect.

À tout le personnel de la fourrière canine d'Alger, notamment Monsieur **CHEB-ALLAH** «Directeur général de l'HURBAL» et Madame **M.SAIDI** «chef

d'unité», Madame **S.ZERROUG** «docteur vétérinaire à la fourrière canine d'Alger».

À ma tante N.AGUENINI, «Doctorante en génie civil», qui m'a consacré une partie de son temps très précieux, son cœur plein de générosité, ses talents techniques m'ont beaucoup aidé et contribué à la réalisation de ce travail. Sans oublier son mari **N.HOCINI** «ingénieur en génie civil». Merci pour votre aide précieuse.

À tout le personnel de l'hôpital El-Hadi Flissi « El-Kettar », particulièrement Docteur **BOUZID** «Chef service de l'unité de prévention antirabique», Professeur **F. RAZIK** «Chef service des urgences», Docteur **BELHOUS**, Docteur **S.BENADDA**, Docteur **CHERGUE-EL-AIN** « Directeur de laboratoire de microbiologie»

Les techniciens de santé: **BACHIRA, MIMI, MOURAD**

DÉDICACE

À mes parents

Quoi dire aux plus chères personnes dans ma vie!

Tous les mots ne suffisent pas pour exprimer toute l'affection et tout l'amour que je vous porte dans mon cœur!

Vous m'avez offert les plus belles saisons de votre vie et vous avez fait tant de sacrifices pour mon éducation et mes études!

Vous m'avez comblé par votre soutien et votre générosité!

Comme il était pénible mon parcours!

Aujourd'hui, je dépose entre vos mains le fruit de votre patience et de vos innombrables sacrifices, soit-il l'exhaussement de vos vœux tant formulés et vos prières!

Puisse dieu vous prêter une longue vie, avec une bonne santé, afin que je puisse vous combler!

TABLE DES MATIERES

RÉSUMÉ.....	2
REMERCIEMENTS.....	8
TABLE DES MATIERES.....	13
LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX.....	20
INTRODUCTION.....	25
1. GÉNÉRALITÉS SUR LA FLORE BUCCALE DES CARNIVORES DOMESTIQUES.....	27
1.1. La cavité buccale.....	27
1.1.1. Rappel anatomique.....	27
1.1.2. L'écosystème buccal.....	29
1.2. La flore buccale.....	30
1.2.1. Historique.....	30
1.2.2. Acquisition de la flore buccale.....	32
1.2.3. Composition de la flore buccale.....	33
1.2.3.1. La flore buccale commensale.....	33
1.2.3.2. La flore buccale pathogène.....	35
1.3. Techniques d'identification bactérienne de la flore buccale.....	36
1.3.1. Diagnostic conventionnel: méthodes d'identification phénotypiques (culture – dépendantes).....	37
1.3.1.1. Examen direct.....	36
1.3.1.2. Examen après coloration.....	37
1.3.1.3. Identification après mise en culture.....	37
1.3.1.3.1. Les techniques d'identification après culture.....	39
1.3.1.3.1.1. Examen macroscopique.....	39
1.3.1.3.1.2. Examen microscopique.....	39
1.3.1.3.1.3. Etude des caractères biochimiques...	39
1.3.1.3.2. Les limites de l'identification phénotypique.....	40
1.3.2. Diagnostic moléculaire: méthodes d'identification Protéomiques et génotypiques.....	41
1.3.2.1. Méthodes d'identification protéomiques.....	42
1.3.2.2. Méthodes d'identification génomiques.....	42

2. LES MORSURES DES CARNIVORES DOMESTIQUES ET RISQUES ATTACHÉS.....	45
2.1. Définition de la morsure.....	45
2.2. Les morsures animales.....	45
2.2.1. Les morsures de chiens.....	46
2.2.2. Les morsures de chats.....	48
2.3. Epidémiologie des morsures et localisations préférentielles.....	49
2.4. Description des plaies de morsure.....	50
2.4.1. Types de lésions observées	50
2.4.2. Gravité des lésions.....	54
2.5. Les risques attachés aux morsures.....	54
2.5.1. Le risque traumatique.....	54
2.5.2. Le risque infectieux	56
2.6. Complications et séquelles des morsures.....	56
3. ORIGINE DES BACTERIES DANS LES MORSURES ET RELATION AVEC LA FLORE BUCCALE.....	58
3.1. Évolution et complications des morsures.....	58
3.1.1. Source de contamination.....	59
3.1.2. Nature des germes.....	61
3.1.3. Fréquence des germes.....	64
3.1.4. Aspect clinique.....	65
3.2. Les principales maladies infectieuses transmises par morsure	66
3.2.1. La rage.....	66
3.2.2. Le Tétanos (<i>Clostridium tétani</i>).....	67
3.2.3. La pasteurellose.....	67
3.2.4. Maladie des griffes du chat ou bartonellose (<i>Bartonella henselae</i>).....	69
3.2.5. L'infection à <i>Capnocytophaga canimorsus</i>	71
3.2.6. La tularémie.....	72
3.3. Facteurs de risque et conséquences des morsures.....	73
3.3.1. Éléments de gravité immédiats.....	74
3.3.2. Éléments de gravité potentielle.....	75

3.4. Prise en charge du risque infectieux.....	75
3.4.1. Les soins hygiéniques locaux.....	75
3.4.1.1. Le lavage.....	75
3.4.1.2. La désinfection.....	76
3.4.1.3. L'exploration.....	76
3.4.1.4. Le Parage.....	76
3.4.2. L'immunoprévention.....	77
3.4.2.1. Prévention et évaluation du risque rabique.....	77
3.4.2.2. La Prévention du tétanos.....	79
3.4.3. Le recours aux antibiotiques.....	79
4. ETUDE I: ETUDE BACTERIOLOGIQUE DE LA FLORE BUCCALE DES CARNIVORES DOMESTIQUES.....	82
4.1 Introduction	82
4.2. Matériel & méthodes.....	83
4.2.1. Zone d'étude.....	83
4.2.2. Éthique.....	83
4.2.3. Période d'étude.....	84
4.2.4. Population d'étude.....	84
4.2.5 .Prélèvement	85
4.2.5.1. Matériel.....	85
4.2.5.2. Site et technique de prélèvement.....	85
4.2.5.3. Conservation et acheminement.....	85
4.2.6. Analyse bactériologique.....	85
4.2.6.1. Laboratoire.....	85
4.2.6.2. Matériel de laboratoire.....	86
4.2.6.3. Culture bactériologique.....	86
4.2.6.3.1. Isolement et purification.....	87
4.2.6.3.2. Identification phénotypique des isolats.....	87
4.2.6.3.2.1. Coloration de Gram.....	88

4.2.6.3.2.2. Test de catalase.....	88
4.2.6.3.2.3. Test d'oxydase.....	89
4.2.6.3.2.4. Test de coagulase.....	89
4.2.6.3.2.5. Galeries miniaturisées API 20.....	90
4.2.6.3.3. Identification des principaux genres bactériens...	91
4.2.6.3.3.1. Identification des bactéries à Gram positif.....	91
4.2.6.3.3.2. Identification des bactéries à Gram négatif.....	92
4.2.6.3.4. Test de sensibilité des isolats aux antibiotiques...	95
4.2.6.3.5. Conservation des souches.....	96
4.2.6.3.6. Identification par MALDI –TOF-MS (Matrix Assisted Laser Desorption and Ionization Time-Of-Flight Mass Spectrometry method).....	97
4.2.6.3.7. Méthodes d'analyse statistique.....	98
4.3. Résultats.....	98
4.3.1. Flore buccale totale.....	98
4.3.2. Flore buccale opportuniste ou potentiellement pathogène.....	101
4.3.2.1. Les bactéries à Gram positif.....	104
4.3.2.2. Les bactéries à Gram négatif.....	106
4.3.2.2.1. Prévalence des bactéries du genre <i>Pasteurella</i> .	106
4.3.2.2.2. Sensibilité des souches de <i>Pasteurella</i> isolées aux antibiotiques.....	108
4.4. Discussion.....	110
4.4.1. Les limites de l'étude.....	110
4.4.1.1. Échantillonnage.....	110
4.4.1.2. Prélèvement.....	111
4.4.1.3. Techniques d'analyse (milieux de culture et méthodes d'identification).....	113

4.4.1.3.1. Milieux de culture.....	113
4.4.1.3.2. Identification.....	114
4.4.1.4. Flore buccale opportuniste ou pathogène des chiens et des chats.....	115
4.4.1.4.1. Les bactéries à Gram positif.....	116
4.4.1.4.2. Les bactéries à Gram négatif.....	118
4.4.1.5. Sensibilité des souches de <i>Pasteurella</i> isolées aux antibiotiques.....	122
4.5. Conclusion.....	124
5. ÉTUDE II: ÉTUDE CLINIQUE ET BACTERIOLOGIQUE DES PLAIES HUMAINES APRES MORSURE ANIMALE (CHIEN, CHAT).....	125
5.1. Introduction.....	125
5.2. Matériel et méthodes.....	125
5.2.1. Éthique.....	125
5.2.2. Période d'étude.....	126
5.2.3. Population d'étude.....	126
5.2.4. Prélèvement.....	126
5.2.4.1. Matériel.....	126
5.2.4.2. Site et technique de prélèvement	126
5.2.5. Analyse bactériologique.....	127
5.2.5.1. Laboratoire.....	127
5.2.5.2. Matériel.....	127
5.2.5.3. Culture bactériologique.....	127
5.2.5.4. Isolement, purification, et identification.....	128
5.2.5.5. Test de sensibilité des isolats aux antibiotiques.....	128
5.2.6. Méthodes d'analyse statistique.....	128
5.2.7. Résultats.....	128
5.2.7.1. Démographie.....	128

5.2.7.1.1. Répartition des cas de morsures en fonction de l'animal mordeur.....	128
5.2.7.1.2. Répartition des cas de morsures en fonction de l'âge de la victime.....	130
5.2.7.1.3. Répartition des cas de morsures en fonction du sexe de la victime.....	131
5.2.7.2. Caractéristiques de la plaie.....	131
5.2.7.2.1. Type de la lésion.....	131
5.2.7.2.2. Siège de la lésion.....	132
5.2.7.2.3. Fréquence des signes cliniques.....	134
5.2.7.3. Antibiothérapie curative et préventive.....	136
5.2.7.4. Bactériologie des plaies.....	137
5.2.7.4.1. Catégorie 1 (plaies de morsures systématiques)...	137
5.2.7.4.1.1. Culture bactériologique.....	137
5.2.7.4.1.2. Flore bactérienne contaminant les plaies de morsures.....	140
5.2.7.4.2. Catégorie 2 (Plaies surinfectées).....	141
5.2.7.4.2.1. Culture bactériologique.....	141
5.2.7.4.2.2. Les germes inclus dans la surinfection des plaies.....	142
5.2.7.4.2.3. Facteurs de risque.....	144
5.2.7.4.2.4. Résultats de l'étude de sensibilité aux antibiotiques.....	145
5.2.8. Discussion.....	146
5.2.8.1. Les plaies systématiques	146
5.2.8.1.1. Contamination des plaies et bactéries en cause...	146
5.2.8.1.2. Effet des soins locaux sur la contamination des plaies.....	149
5.2.8.2. Les plaies surinfectées.....	150
5.2.8.2.1. Les bactéries en cause.....	150

5.2.8.2.2. Les facteurs de risque.....	152
5.2.8.2.3. La sensibilité aux antibiotiques.....	154
5.2.9. Conclusion.....	154
CONCLUSION GÉNÉRALE.....	156
RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES.....	157
APPENDICE	
A.Liste des symboles et des abréviations.....	159
B.Autorisation d'accès a la fourrière canine d'Alger.....	162
C.Fiche de renseignement remplie lors de prélèvement buccal.....	163
D.Matériel de prélèvement et d'analyse.....	164
E. Techniques de coloration de Gram.....	168
F.Autorisation d'accès aux services des urgences (El-Kettar).....	170
G.Tableau récapitulatif de soins locaux des plaies systématiques après morsure.....	171
H.Fiche de renseignements remplie lors de prélèvements humains.....	172
I.Valeurs critiques des diamètres des zones d'inhibition pour certaines bactéries	174
J.Tableau récapitulatif des cas de morsures surinfectées.....	176
K.Différentes morsures animales.....	177
RÉFÉRENCE.....	179

LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX

A. LISTE DES FIGURES

Figure 1.1	La cavité buccale d'un chien	29
Figure 1.2	Anatomie osseuse de la cavité buccale canine	29
Figure 1.3	Croquis réalisés par A. Van Leeuwenhoek et adressés à la Royale Society en 1683. Il s'agit des toutes premières traces écrites d'une observation au microscope de bactéries issues de la plaque dentaire. Bâtonnet (A) ; bactérie mobile (B) ; cocci (E) ; filaments (F) ; spirochète (G)	32
Figure 2.1	(A)(B) : Morsure de chien chez un enfant au niveau de la tête	48
Figure 2.2	(A) Morsure d'un chat de type punctiforme	49
Figure 2.3	(A) plaies punctiformes superficielles péribuccales	52
Figure 2.4	Morsure d'un chien de type lacération au niveau de la tête d'un enfant	53
Figure 2.5	Morsure de chien avec arrachement chez une fille de 11 ans : (A) : avant suture, (B) : après suture	51
Figure 2.6	Morsure d'un chien avec fracture de l'os temporel (A) avant la chirurgie, (B) : 2 mois après la chirurgie, (C) : 1 année après la chirurgie.	54
Figure 2.7	Photographies illustrant les séquelles à long terme : (a) : cicatrice chéloïde de l'oreille chez un enfant ; (b) : séquelle morphologique de la lèvre suite à une morsure avec perte de substance de la lèvre ; (c) : cicatrice après morsure d'un chien chez une femme au niveau du visage	58
Figure 3.1	Complications après morsure d'un chat dues à <i>P. multocida</i> (A) : arthrite septique de l'articulation interphalangienne proximale après morsure d'un chat, (B) : cellulite	70

Figure 3.2	Une nécrose tissulaire après un choc septique due à <i>C.canimorsus</i>	73
Figure 4.1	Carte géographique de la zone d'étude	85
Figure 4.2	Laboratoire d'analyse médicale de professeur Tarzaali (Biogroupe)	87
Figure 4.3	Image d'une réaction de catalase sur lame (négative et positive)	89
Figure 4.4	Réaction de l'oxydase positive	90
Figure 4.5	Coagulase positive	91
Figure 4.6	Représentation schématique de la méthode d'isolement et d'identification des bactéries	95
Figure 4.7	Flore buccale totale sur gélose au sang cuit (chocolat) (A) Chat ;(B) : Chien	99
Figure 4.8	Répartition des bactéries isolées selon l'affinité tinctorial (Gram)	102
Figure 4.9	Répartition des bactéries pathogènes isolées selon l'affinité tinctoriale (Gram)	104
Figure 4.10	Distribution des animaux en fonction du nombre des bactéries pathogènes isolées de leurs cavités buccales	105
Figure 4.11	Les différentes espèces de <i>Staphylococcus</i> à coagulase positive isolées à partir de 200 écouvillons buccaux	106
Figure 4.12	Taux du portage buccal des pasteurelles chez le chat et le chien	108
Figure 4.13	Taux d'isolement des espèces de <i>Pasteurella</i> à partir des prélèvements buccaux des carnivores domestiques	108
Figure 5.1	Répartition des patients en fonction de l'animal mordeur	129
Figure 5.2	Répartition des morsures en fonction de la catégorie de l'animal mordeur	130
Figure 5.3	Répartition des patients inclus dans l'étude par sexe	131
Figure 5.4	Répartition des lésions selon leur nature	132
Figure 5.5	Répartition des morsures selon le siège de la plaie	134

Figure 5.6	Fréquence des signes cliniques au moment de la première consultation	134
Figure 5.7	Les différents signes cliniques observés dans les cas de complications (N=15)	135
Figure 5.8	Antibiothérapie curative et préventive des plaies de morsures	136
Figure 5.9	Présentation de la population d'étude en fonction des catégories	137
Figure 5.10	Fréquence de contamination bactérienne des plaies systématiques aux morsures animales	139
Figure 5.11	Différentes bactéries isolées à partir des plaies de morsures avant et après soins locaux	140
Figure 5.12	Les différentes bactéries isolées à partir des plaies surinfectées	141

A. LISTE DES TABLEAUX

Tableau 3.1	Espèces bactériennes retrouvées dans trois études différentes de la flore buccale canine	60
Tableau 3.2	Espèces bactériennes retrouvées dans deux études différentes de la flore buccale féline	61
Tableau 3.3	Principales bactéries isolées des plaies infectées suites aux morsures canines et félines	64
Tableau 3.4	Prophylaxie antirabique recommandée en fonction de catégorie de l'exposition	79
Tableau 3.5	Prise en charge générale d'une morsure, mesures prophylactiques	81
Tableau 4.1	Flore buccale totale isolée à partir de 200 prélèvements buccaux (chien, chat)	100
Tableau 4.2	Prévalence des chats et des chiens porteurs des bactéries pathogènes dans leurs cavités buccales	102
Tableau 4.3	Répartition des différentes bactéries pathogènes isolées à partir de 200 prélèvements buccaux	103
Tableau 4.4	Distribution des animaux en fonction du nombre des bactéries pathogènes isolées de leurs cavités buccales	104
Tableau 4.5	Les différentes espèces de staphylocoques à coagulase positive isolées à partir de 200 prélèvements buccaux	106
Tableau 4.6	Prévalence des bactéries du genre <i>Pasteurella</i> dans la cavité buccale des chats et des chiens	107
Tableau 4.7	Distribution des espèces de <i>Pasteurella</i> dans la cavité buccale des chats et des chiens	109
Tableau 4.8	Sensibilité des souches de <i>Pasteurella</i> isolées aux antibiotiques	110

Tableau 5.1	Distribution des morsures en fonction de l'animal responsable	129
Tableau 5.2	Répartition des patients inclus dans l'étude par groupe d'âge	130
Tableau 5.3	Répartition des lésions selon leur nature	131
Tableau 5.4	Répartition des morsures en fonction de la localisation de la plaie	133
Tableau 5.5	Les différents signes cliniques observés dans les cas de complications (N=15)	135
Tableau 5.6	Antibiothérapie curative et préventive des plaies de morsures	136
Tableau 5.7	Fréquence de contamination bactérienne des plaies systématiques aux morsures animales	138
Tableau 5.8	Fréquence de contamination des plaies	139
Tableau 5.9	Différentes bactéries isolées à partir des plaies de morsures avant et après soins locaux	140
Tableau 5.10	fréquence de surinfection bactérienne des morsures animales	141
Tableau 5.11	différentes bactéries isolées à partir des plaies de morsures surinfectées	142
Tableau 5.12	Combinaison bactérienne dans la surinfection des plaies	143
Tableau 5.13	Facteurs de risque de l'infection des plaies de morsures	144
Tableau 5.14	Résultats d'antibiogramme des souches isolées	145
Tableau 5.15	Résistance des souches isolées aux antibiotiques	146

INTRODUCTION

Les morsures animales sont un motif fréquent de consultation en service d'urgence et représentent actuellement un véritable problème de santé publique, par leur nombre et leur gravité potentielle liée à une infection secondaire [1],[2],[3] Les chiens sont à l'origine de 80% des morsures infligées à l'homme, seulement 10% impliquent les chats Les autres espèces animales domestiques ou sauvages comptent pour moins de 1% [3],[4],[5].

À l'exception notable de la rage, on ne connaît pas de virus pathogène pour l'homme, transmis par morsure de carnivores. Cependant, environ 3 -18% des morsures de chien et 20 à 80% des morsures de chat [2],[4],[5],[6] s'infectent souvent avec la flore buccale de l'animal mordeur dont la diversité est importante induisant une fréquente inoculation polymicrobienne [2],[3],[6]

La nature des germes isolés au niveau du site de la blessure diffère selon la cavité buccale de l'agresseur [2] et lorsque les prélèvements bactériologiques sont possibles la flore isolée reflète cette écologie buccale animale [2], [4], [6]

En effet, certains agents zoonotiques naturellement présents dans la cavité buccale des chiens et des chats sont potentiellement pathogènes pour l'homme lors de morsures [2],[4],[7],[8],[9]. Il s'agit principalement de bactéries à Gram négatif: *Pasteurella multocida*, *Pasteurella canis*, *Pasteurella dagmatis*, *Neisseria weaverii*, *Neisseria canis*, *Moraxella* spp., Entérobactéries, *Capnocytophaga canimorsus*, *Eikenella corrodens*, *Fusobacterium* spp. Des germes à Gram positif (*Staphylococcus* spp., *Streptococcus* spp., *Corynebacterium* spp.,.....) peuvent également être isolés [9],[10],[11],[12],[13].

Les infections causées par ces germes se manifestent par des atteintes locales très fréquentes (abcès sous-cutané, tendinite, arthrite septique, ostéomyélite), ainsi que par des formes systémiques exceptionnelles et graves

(sepsis, endocardite, méningite, abcès cérébral) car elles surviennent sur un terrain débilite ou chez les personnes immunodéprimées (âgées, malades chroniques) [9],[13].

En Algérie, les chiens et les chats ont été d'abord des animaux d'utilité tant pour leurs capacités de chasse (chien et chat) que de garde ou de berger (chien). Au fil du temps, ils sont devenus des animaux de compagnie ayant actuellement leur place au sein des foyers tant en ville que en campagne. En raison de ce changement de situation, qui est à l'origine de nombreuses interactions, entre ces animaux et l'homme, mais aussi de l'introduction des nouvelles races de chiens agressifs et le nombre de chiens et de chats errants qui ne cesse d'augmenter au tour des villes, les risques d'accidents et notamment de morsures constituent un réel problème. [14].[15].

Ces animaux agressifs qui se trouvent libres dans les rues et les endroits publics attaquent souvent les personnes et mordent avec une violence extrême [14]. Près de 120.000 personnes, par année, en Algérie, subiront une morsure et 80% d'entre eux sont mordues par des chiens errants [15].

Le vétérinaire est un acteur majeur dans la lutte contre les zoonoses transmises par ces animaux. C'est dans cette optique que nous avons choisi d'étudier ce sujet, nous nous sommes intéressés à étudier leur flore buccale transmise à l'homme après morsure.

L'objectif principal de cette présente étude est d'estimer la prévalence de portage asymptomatique de certaines bactéries opportunistes et/ou pathogènes dans la cavité buccale des chiens et des chats afin d'évaluer le risque que pourraient représenter ces animaux sur la santé publique. Par la suite, une recherche bactériologique des plaies provoquées par morsure de l'animal (chien, chat) chez l'homme a été menée afin d'apprécier l'intérêt de la surveillance bactériologique des plaies après blessure animale

CHAPITRE 1

GÉNÉRALITÉS SUR LA FLORE BUCCALE DES CARNIVORES DOMESTIQUES

1.1. La cavité buccale

1.1.1. Rappel anatomique

La cavité buccale se définit comme l'espace s'étendant des lèvres jusqu'au pharynx. Le terme bouche (classiquement appelée gueule chez les carnivores domestiques) se rapporte à la fois à la cavité buccale et ses parois, mais également aux différentes structures qui se projettent à l'intérieur (langue, dents) et y déversent des sécrétions (glandes salivaires) [16].

Elle est délimitée : [17]

- ✓ en avant par les lèvres et l'orifice buccal.
- ✓ latéralement par les joues.
- ✓ en haut par le palais, qui la sépare des cavités nasales.
- ✓ en bas par le plancher buccal.
- ✓ en arrière, elle est ouverte sur le pharynx grâce à l'isthme du gosier, orifice défini par les piliers du voile du palais, et la base de la langue
- ✓ .



Figure 1.1 : La cavité buccale d'un chien [18]

Les bases osseuses sont constituées par: (figure 1.2)

- ✓ La mâchoire supérieure appelée «maxillaire », composée des os près-maxillaires et maxillaires.
- ✓ La mâchoire inférieure appelée «mandibule»

La mandibule est articulée caudalement avec la partie squameuse de l'os temporal au travers de l'articulation temporo-mandibulaire (ATM).L'os maxillaire est relié aux os palatins, nasaux, zygomatiques et frontaux et ceux-ci forment le massif facial qui est relié au crâne [19].

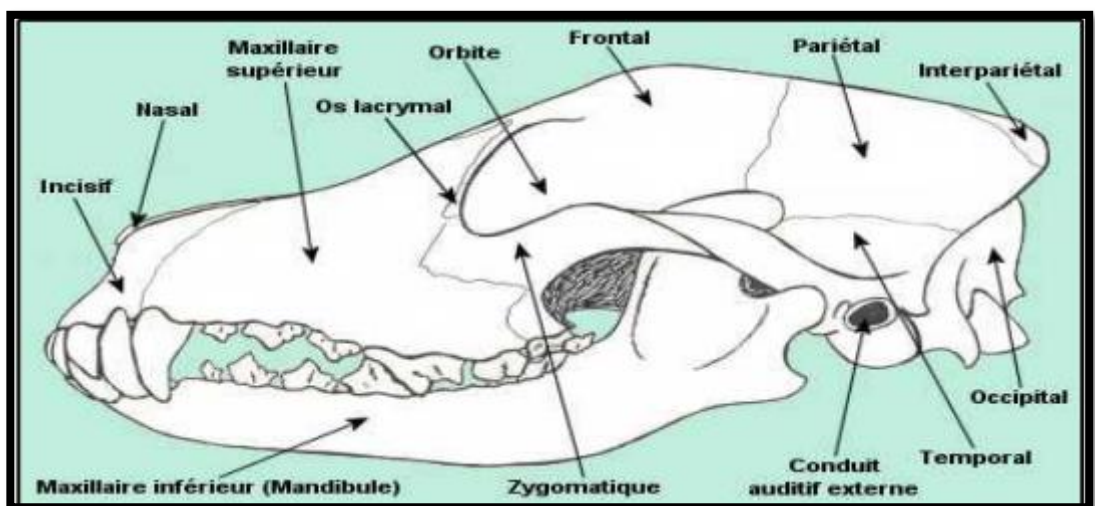


Figure1.2 : anatomie osseuse de la cavité buccale canine [20]

Les muscles de la mastication comprennent:

- ✓ le muscle digastrique : seul muscle permettant l'ouverture buccale.
- ✓ les muscles temporaux, masséters, ptérygoïdiens (médial et latéral) permettant la fermeture buccale.

Tous ces muscles sont innervés par le nerf trijumeau sauf la partie caudale du muscle digastrique qui est innervée par le nerf facial [19].

Le milieu oral constitue une entité unique, carrefour de la plupart des échanges entre le corps et le milieu extérieur. Ce milieu est constitué par : la salive, le mucus, les produits des desquamations épithéliales, la population microbienne [21],[22].

1.1.2. L'écosystème buccal [21],[22],[23],[24],[25]

Le milieu buccal est constitué d'une multitude d'écosystèmes. Un écosystème est dit « en équilibre » lorsque la flore bactérienne commensale entretient des relations stables avec l'hôte. Elle constitue alors une flore compatible avec l'état buccodentaire. Inversement, suite à un déséquilibre résultant d'une modification de l'environnement, certaines bactéries peuvent devenir pathogènes.

Un ensemble de paramètres, appelés « déterminants écologiques », exercent une pression sélective. C'est ce qui explique pourquoi telle ou telle bactérie fera partie du monde bactérien de la cavité buccale. Ces déterminants écologiques sont :

- ✓ Des facteurs anatomo-histologiques :

le site anatomique (dents, gencives, langue...), substrat dur : dent, substrat mou : muqueuse,....

- ✓ Des facteurs physiques :

-la température (37°C en moyenne)

-l'humidité, avec fluide gingival (0.4ml/mn au repas)

-la concentration en ions hydrogènes (PH entre 6 et 7.8)

-le potentiel d'oxydoréduction

-les gaz

- ✓ des facteurs nutritionnels
- ✓ des facteurs d'inhibition :
 - la salive
 - l'espace gingivo-dentaire
 - l'antagonisme des bactéries
 - l'adhérence :
 - la capacité d'une bactérie à se fixer sur un substrat
 - l'adhérence à une surface telle que l'émail, la dentine, le ciment
 - l'adhérence à une cellule épithéliale
 - l'adhérence à la surface d'une autre bactérie

1.2. La flore buccale

1.2.1. Historique

« Il y'a plus d' animaux qui vivent dans les dépôts qui s'accumulent sur les dents de chacun qu'il n'y a d'êtres humains dans un royaume entier, en particulier chez ceux qui ne se lavent jamais les dents» , telle était la conclusion qu'ANTONI VAN LEEUWENHOEK, drapier hollandais, remise à la prestigieuse Royale Society dans la désormais célèbre lettre du 17 Septembre 1683.

Environ 300 lettres ont ainsi été adressées à un journal nommé le Royale Society. Après avoir sa propre plaque dentaire, ce pionnier de l'observation des bactéries, qu'ils appelaient les animalcules, partit gratter les dents de sa femme et sa fille, d'un enfant qui passait par là, de nouveau de sa propre plaque dentaire après 3 jours sans brossage, et enfin sur un homme âgé qui n'avait de l'avis de l'auteur probablement jamais brossé les dents.

Les croquis qu'il réalisa montraient déjà la diversité des espèces bactériennes tant en matière de morphologie que de capacité à se mouvoir plus ou moins rapidement [26].

Ce n'est qu'en 1965, après que quelques études épidémiologiques eurent montré une relation entre certaines maladies parodontales et la présence de plaques dentaires, que l'équipe de LÔE [27] observe expérimentalement une corrélation évidente entre les bactéries et l'inflammation gingivale chez l'homme.

Les bactéries officiellement associées à la gingivite ou certaines formes de parodontites sont de forme ronde (cocci), de bâtonnets, de filaments, de tire-bouchon (spirochètes), et montrent une capacité à se mouvoir par reptation ou à l'aide de flagelles [28].

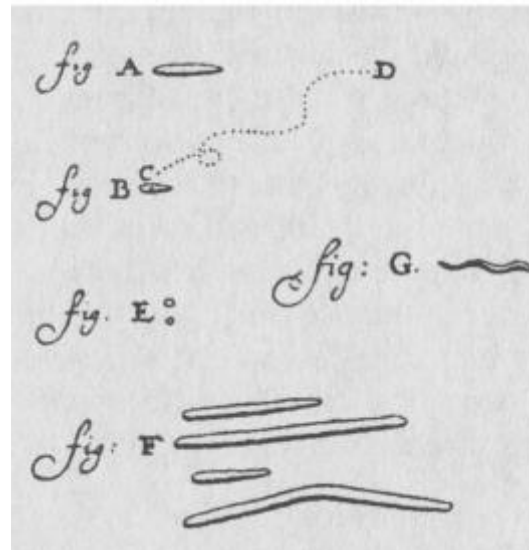


Figure 1.3 : croquis réalisés par A. Van Leeuwenhoek et adressées à la Royale Society en 1683. Il s'agit de toutes premières traces écrites d'une observation au microscope de bactéries issues de la plaque dentaire. Bâtonnet (A) ; bactérie mobile (B) ; cocci (E) ; filaments (F) ; spirochète (G) [28]

Dès lors, la technologie se met au service de la science, et grâce aux travaux de LISTGARTEN [29], la complexité de la plaque bactérienne se révèle quelque peu. Les observations au microscope électronique à transmission montrent une agrégation organisée de certains microorganismes qui varie autant en quantité qu'en diversité

Les techniques de culture permettent également de discriminer certaines espèces. On obtient alors des descriptions de grandes familles, telles que bacilles à Gram négatif, facultatifs, motiles ou cocci à Gram positif, anaérobies,.... [25].

Par la suite, les techniques sérologiques et d'immunofluorescence ont permis de préciser la taxonomie. Alors que les techniques de PCR (Polymérase Chaîne Réaction) ont mené ensuite à l'identification précise de nombreuses espèces, et avec le perfectionnement des techniques, quelques noms ont été modifiés.

Plus que la taxonomie, la connaissance du génome permet de poser un nom sur la majorité des espèces bactériennes en mesure de coloniser la cavité buccale. Ainsi, PASTER [30] identifie sur 31 sujets, avec des atteintes parodontales diverses, 347 espèces bactériennes au sein de la plaque sous gingivale. Cette étude évalue également à 68 le nombre d'espèces de la plaque sous gingivale non identifiées et à environ 500 le nombre d'espèces capables de coloniser la cavité buccale.

De nouvelles techniques comme l'analyse de la séquence nucléotidique du gène de la sous-unité 16 S des ARN ribosomiaux ont permis d'identifier de nouvelles bactéries incultivables. Ces bactéries représentent environ 50% de la totalité de la population bactérienne [23].

Ces techniques ont permis de montrer que la flore sous gingivale est très diversifiée, et différente de celle supra gingivale [26],[31].

1.2.2. Acquisition de la flore buccale

In utero, le fœtus est normalement stérile, et sa flore buccale inexistante. La naissance marque le passage de la vie intra-utérine stérile à la vie extra-utérine, et ainsi à l'exposition continue aux micro-organismes par contact avec l'environnement, et avec les autres individus [32].

Pendant les premiers mois de la vie, alors que le nouveau-né n'a pas de dent, les seules surfaces qui peuvent être colonisées sont les muqueuses. À cela, s'ajoutent la desquamation des cellules épithéliales, le flux salivaire, le PH buccal et les propriétés antibactériennes de la salive, qui sont autant de facteurs limitant la colonisation bactérienne.

La première contamination orale de nourrisson s'effectue lors de l'accouchement par la flore vaginale maternelle (lactobacilles), et continuera ensuite avec l'environnement (salive des parents, aliments,.....). Ces premiers colonisateurs sont souvent transitoires.

Ensuite, quand les dents lactéales font leur éruption, et que le jeune animal a ses propres défenses immunitaires, apparaissent de nouvelles surfaces à coloniser, de nouveaux nutriments dus à un changement d'alimentation, et de nouvelles défenses ; et avec eux, ne plus grande diversité de la flore. On y retrouvera les streptocoques (*Streptococcus salivarius*, *Streptococcus oralis*). L'éruption des dents définitives amène des bactéries anaérobies.

La composition de la flore n'est pas figée, et pourra être modifiée au cours de la vie, par des facteurs hormonaux (pendant la gestation), l'alimentation, l'âge, les pathologies et l'hygiène bucco-dentaires [33].

1.2.3. Composition de la flore buccale

La cavité buccale est un écosystème complexe au sein duquel il est possible d'identifier plus de 10^{10} bactéries et plus de 700 espèces différentes en utilisant des méthodes de biologie moléculaire récemment développées [23],[24],[25].

Ces bactéries sont compatibles avec la santé buccale et sont regroupées au niveau de quatre grandes niches écologiques : la langue, les muqueuses, les sites sous gingivaux, la plaque dentaire et la salive [6],[21],[23],[34]

Ces différents types de surface, dures ou molles (dents, gencives, langue, gorge, muqueuse buccale) offrent autant d'habitats différents, hébergent chacun des communautés bactériennes caractéristiques. Ainsi la flore varie d'un site à l'autre, et dans le temps [21]. La flore buccale est une flore abondante, complexe et très hétérogène. Elle est constituée de :

1.2.3.1. La flore buccale commensale

La flore bactérienne buccale est une flore indigène commensale. Certaines espèces sont exclusives de la cavité buccale (flore autochtone), alors que d'autres y transitent uniquement (flore de passage). Cette flore n'est pas homogène et dépend, en particulier, des conditions physico-chimiques du milieu et des nutriments disponibles [21],[35]

Cette flore commensale joue un rôle important dans la résistance innée aux agents infectieux. Les bactéries résidentes empêchent la colonisation et la croissance de bactéries non résidentes. Ces bactéries résidentes ne sont pas pathogènes en nombre et en proportion normale mais peuvent le devenir à la faveur d'une altération des défenses de la cavité buccale [35],[32].

Certains facteurs physico-chimiques varient au sein de la cavité buccale, notamment la proportion d'oxygène disponible, la température et l'humidité (en lien avec la sécrétion salivaire). La disponibilité des nutriments varie également (apport endogène par la salive et exogène par la nourriture et le métabolisme bactérien). Les espèces bactériennes retrouvées sont donc différentes en fonction du lieu de prélèvement et certains sites particuliers déterminants des flores bactériennes particulières [34],[35],[36].

L'alimentation joue un rôle dans le maintien de la flore buccale [34],[37]. En particulier les animaux nourris avec des croquettes présentent une flore avec une diversité d'espèces plus importante que ceux nourris avec un aliment humide [37].

Chez le chien et le chat en bonne santé, plus de 330 espèces bactériennes différentes (aérobies et anaérobies) sont pue être isolées à partir de la cavité buccale. On retrouve essentiellement : [3], [23], [34], [35], [38].

✓ **Bacilles à Gram négatif :**

- **anaérobies stricts** : *Porphyromonas* spp., *Fusobacterium* spp., *Capnocytophaga canimorsus*, *Bacteroides* spp. , *Prevotella* spp.,....
- **microaérophiles** : *Campylobacter* spp.
- **aéro-anaérobies facultatifs** : *Actinobacillus* spp., *Eikenella corrodens*, *Klebsiella* spp., *Escherichia Coli*, *Proteus* spp.,....
- **aérobies stricts** : *Pseudomonas* spp.,....

✓ **cocci et coccobacilles à Gram négatif** : *Neisseria weaveri*, *Neisseria canis*, *Moraxella* spp., *P. multocida*, *P. canis*, *P. dagmatis*, *Haemophilus influenza*,....

✓ **Bacilles à Gram positif :**

- **anaérobies stricts :** *Eubactérium* spp., *Clostridium* spp.,....
- **anaérobies facultatifs :** *Actinomyces* spp., *Propionibacterium* spp., *Lactobacillus* spp.,.....
- **aérobies facultatifs :** *Corynebacterium* spp., *Bacillus* spp.,.....

✓ **cocci à Gram positif :**

- **aéro-anaérobies facultatifs :** *Micrococcus* spp., *Staphylococcus* spp., *Streptococcus* spp.,.....
 - **anaérobies stricts :** *Peptococcus* spp., *Peptostreptococcus* spp.,.....
- ✓ **spirochètes :** *Leptospira* spp.,.....

1.2.3.2. La flore buccale pathogène

Normalement, aucune des espèces de la flore buccale des animaux de compagnie n'est pathogène au sens strict du terme, mais diverses peuvent être qualifiées de pathogènes opportunistes [23],[35],[39].

Le développement et les modifications de cette flore sont à l'origine des stomatites et parodontites qui représentent l'affection oropharyngée la plus fréquente chez le chien et le chat [34],[40].Elles profitent des plaies et érosions de muqueuses de la bouche pour provoquer des abcès et des gingivites [40].

Les principales bactéries aérobies et anaérobies qui ont été isolées à partir de la cavité buccale des chiens et des chats atteints du complexe gingivostomatite sont surtout représentées par : *Porphyromonas* spp., *Peptostreptococcus* spp., *Fusobacterium* spp., Spirochètes et *Actinomyces* spp., *Staphylococcus* spp., *Proteus* spp., *Pseudomonas* spp. ainsi que *P. multocida* et *Escherichia coli*, *Bartonella* spp. ont été également isolées. [35],[39],[40].

1.3. Techniques d'identification bactérienne de la flore buccale

Historiquement, l'identification et la classification des eubactéries se sont fondées sur des caractéristiques phénotypiques. Les premières techniques moléculaires utilisées dans la classification bactérienne étaient basées sur le taux de GC ou l'étude du profil plasmidique.

Actuellement, deux applications moléculaires fondamentales sont grandement utilisées dans la détection et l'identification bactérienne. Elles se basent sur l'hybridation et le séquençage nucléotidique [23],[35],[41].

1.3.1. Diagnostic conventionnel : méthodes d'identification phénotypiques (culture – dépendantes)

L'identification phénotypique repose sur des méthodes traditionnelles de microbiologie, dites pasteuriennes. L'identification et le dénombrement des micro-organismes se font sur des critères morphologiques ou de coloration, ou encore par des tests biochimiques après isolement et culture sur boîtes de pétri ou en milieux liquides [42].

La technique consiste en la comparaison de divers caractères phénotypiques de la souche à étudier vis-à-vis de ceux d'une souche de référence. Cette identification utilise un faible nombre de caractères considérés comme importants. De fait, elle ne reflète qu'un nombre réduit d'informations, les caractères considérés comme importants sont subjectifs et dépendants des conditions environnementales [43].

1.3.1.1. Examen direct

L'examen direct au microscope à contraste de phase permet d'observer les espèces mobiles (*Campylobacter*, *Selenomonas*, *Treponema*, etc.....) et permet également d'apprécier la forme végétative des micro-organismes [43].

1.3.1.2. Examen après coloration

L'examen après coloration permet d'observer des bactéries tuées, fixées sur une lame et ayant subi l'action d'un ou plusieurs colorants

Les colorations, réalisées sur des frottis secs et fixes, sont classées en :

- ✓ coloration simple, avec un unique colorant. La coloration au bleu de méthylène apporte des informations concernant l'agencement et la morphologie des germes :
- ✓ coloration différentielle de Gram
- ✓ coloration spéciale des structures bactériennes (capsules, spores,...) [44]

La coloration différentielle de Gram est la coloration de référence en bactériologie pour l'identification bactérienne. Toutefois, cet examen ne permet pas l'obtention de données précises quand à l'espèce ou au genre bactérien. La coloration de Gram ne donne qu'un faisceau de présomption d'identification (caractérisation des bactéries par leur morphologie, le Gram positif ou négatif et leur disposition spatiale) [44].

1.3.1.3. Identification après mise en culture

L'intérêt de la culture bactérienne porte sur le développement de la bactérie et son isolement (obtention d'une culture pure pour les tests phénotypiques), ses caractéristiques culturelles,...

Cela nécessite de regrouper des conditions d'atmosphère (aérobie, anaérobie, enrichi en CO₂), de température, et de culture favorable au développement microbien.

La flore orale est extrêmement diversifiée et chaque espèce présente des conditions de culture propres. Chez l'adulte sain, elle est composée de plusieurs centaines d'espèces bactériennes. On estime à près de 10%, le nombre de micro-organismes pouvant être régulièrement isolé en utilisant des méthodes de culture conventionnelles.

En règle générale, l'identification des bactéries anaérobies est plus contraignante et peut demander un temps de culture de plusieurs jours.

Au laboratoire, l'inoculum est ensemencé pur/ou dilué. Six milieux permettant d'identifier les flores dominantes, ils seront choisis selon le genre à identifier :

- ✓ la gélose au sang en aérobiose permet la croissance des espèces aérobies.
- ✓ la gélose au sang en anaérobiose permet la croissance des espèces anaérobies facultatives ou strictes (streptocoques oraux, *Porphyromonas* spp., *Fusobacterium* spp., ect)
- ✓ la gélose au sang avec vancomycine et kanamycine en anaérobiose permet la sélection des bacilles à Gram négatif anaérobies stricts (*Porphyromonas*, *Fusobacterium*,...)
- ✓ la gélose chocolat (sang cuit) sous 5% de CO₂ est utilisée pour les espèces microaérophiles (*Pasteurella* spp., *Neisseria* spp.,.....)
- ✓ la gélose à la bacitracine sous 5% de CO₂ est un milieu sélectif pour les bactéries du genre *Haémophilus* par exemple.
- ✓ le milieu *Actinobacillus* sous 5% de CO₂ est un milieu dépourvu de sang contenant du sérum de veau, de l'extrait de levure, de la vancomycine, de la bacitracine et de l'amphotéricine B. Il est notamment sélectif du genre *Actinobacillus*.

Le prélèvement initial et les boîtes de culture pour les bactéries anaérobies doivent rester le moins longtemps possible à l'air libre, soit environ 20 à 30 minutes. Les cultures anaérobies sont réalisées sous sachets scellés ou en jarre contenant un sachet générateur d'anaérobiose, ou encore en enceinte anaérobie reliée à une pompe ou à des bouteilles de gaz. Les boîtes en anaérobiose sont incubées au moins 5 jours à 37°C.

Le bactériologiste détermine les colonies prédominantes à isoler pour l'identification [33],[45].

1.3.1.3.1. Les techniques d'identification après culture

1.3.1.3.1.1. Examen macroscopique

C'est l'analyse des caractères culturels. L'aspect des colonies dépend du milieu de culture utilisé, de la durée ainsi que de la température d'incubation [45].

Les milieux de culture contenant du sang permettent de mettre en évidence une éventuelle hémolyse.

1.3.1.3.1.2. Examen microscopique

C'est l'analyse morphologique des bactéries. L'examen microscopique se fait par l'étude des bactéries isolées d'un prélèvement.

Un frottis est réalisé à partir de la culture bactérienne, coloré au Gram et examiné au microscope [33].

1.3.1.3.1.3. Etude des caractères biochimiques

Les caractères biochimiques sont détectés par diverses techniques commerciales (galeries API, système vitek, phoenix, Biolog....). L'identification repose sur l'utilisation de galeries d'identification. Elles permettent une identification rapide des bactéries [45].

Parmi l'ensemble de ces systèmes, la galerie API est couramment utilisée. Elle se présente sous forme de cupules prêtes à l'emploi contenant les substrats lyophilisés nécessaires aux différents tests biochimiques. Lorsqu'une suspension bactérienne de densité convenable est répartie dans les différentes alvéoles de la micro-galerie, les métabolites produits durant la période d'incubation se traduisent par des changements de couleur spontanés ou révélés par addition de réactifs.

Elles ont l'avantage de standardiser les caractères biochimiques recherchés. Elles limitent la variabilité technique et permettent l'identification d'une centaine d'espèces bactériennes [46].

1.3.1.3.2. Les limites de l'identification phénotypique

Les méthodes d'identification conventionnelles présentent des limites. Elles permettent de différencier les espèces mais elles sont lentes, nécessitent suffisamment de cultures et un certain nombre de variantes échappent à la classification car elles ne présentent pas tous les caractères de l'espèce type.

Une identification basée exclusivement sur le phénotype bactérien peut mener à un résultat erroné. Par ailleurs, les bactéries rares ne sont pas répertoriées dans les bases de données des systèmes commercialisés et en conséquence, les techniques d'identification conventionnelles ne permettront pas de les identifier.

Enfin, pour certaines bactéries à croissance difficile, les caractères phénotypiques sont difficiles à déceler ; la biologie moléculaire simplifie dans ce cas l'identification [35],[47].

1.3.2. Diagnostic moléculaire: méthodes d'identification protéomiques et génotypiques

L'identification des bactéries isolées à partir de prélèvements biologiques a été basée, pendant des années, uniquement sur des critères morphologiques et biochimiques.

Le développement et l'utilisation des techniques de biologie moléculaire ou révolutionnée toutes les disciplines biologiques au XX^{ème} siècle ont permis d'introduire ces approches au sein des laboratoires d'analyse biologique. Le microbiologiste peut se tourner vers ces méthodes d'identification pour deux applications principales :

La première correspond à l'identification de bactéries isolées en culture mais dont l'identification par les méthodes conventionnelles est difficile.

La seconde correspond à l'utilisation de la technique directement sur des prélèvements cliniques.

Ces techniques permettent de caractériser les micro-organismes d'un échantillon, qu'ils soient cultivables ou non, dans leur environnement naturel [23],[35],[48]. Les techniques de biologie moléculaire peuvent également permettre de détecter et d'identifier les supports moléculaires des résistances aux antibiotiques et des facteurs de virulence [49].

L'identification bactérienne moléculaire peut se faire par méthodes protéomiques ou génotypiques.

1.3.2.1. Méthodes d'identification protéomiques

La protéomique consiste à étudier (identifier, caractériser et quantifier) l'ensemble des protéines d'un organisme, d'un fluide biologique, d'un organe, d'une cellule ou même d'un compartiment cellulaire. Cet ensemble de protéines est nommé « protéome ». La bactérie possède un protéome. Elle est constituée à 55% de protéines.

L'analyse protéomique se compose de trois étapes :

- ✓ séparation des protéines contenues dans l'échantillon biologique étudié par électrophorèse bidimensionnelle (E-2D).
- ✓ traitement et mise en image de la séparation protéique permettant l'établissement d'une carte protéique.
- ✓ spectrométrie de masse, notamment la technique MALDI-TOF [33].

1.3.2.2. Méthodes d'identification génomiques

Chaque espèce possède dans son génome au moins une séquence d'acide nucléique (ADN ou ARN) qui lui est propre et qui la distingue des autres espèces.

Le diagnostic moléculaire fait appel à des techniques fondées sur l'étude, la détection et la modification de ces séquences. En microbiologie, ces techniques permettent d'étudier, de classer et d'identifier les micro-organismes. Ainsi, dans le cadre du diagnostic microbiologique, on peut rapidement et simultanément détecter, identifier, voire quantifier les bactéries en s'affranchissant des techniques conventionnelles. De plus, contrairement aux méthodes de culture, il n'est pas nécessaire de préserver la vitalité cellulaire en biologie moléculaire.

Les techniques moléculaires ont un bénéfice clinique lié à un gain de sensibilité, de spécificité, de temps et une détection d'organismes morts ou difficilement cultivables [33]

La microflore orale comprend 619 taxons appartenant à plusieurs embranchements, à savoir actinobactéries, bacteroidetes, fimicutes, fusobacteries, spirochètes, tenericutes [50].

Des études antécédentes ont démontré que plusieurs espèces bactériennes vivant dans la cavité buccale ne peuvent pas être isolées par les techniques classiques de culture. Cela soulève la possibilité intéressante que les espèces non encore cultivées peuvent effectivement jouer un rôle, bénéfique ou pathogène dans la cavité buccale. Jusqu'à présent, leur rôle peut être déduit sur la base des données fournies par les méthodes de microbiologie moléculaire [23],[35],[41],[51].

Tous les organismes vivants nucléés contiennent dans leur génome certaines séquences d'acides nucléiques spécifiques qui permettent de les distinguer les uns des autres. La caractérisation génétique est basée sur la recherche de séquences spécifiques de base de l'ARN ribosomal 16S ou de l'ADN. La succession obtenue après séquençage est analysée par bio-informatique à partir de banques de données qui recensent la quasi-totalité des séquences des acides nucléiques des bactéries connues [52].

Une sonde nucléique est un fragment d'acide nucléique monocaténaire (nucléotide ou oligonucléotide) qui peut s'apparier à des portions d'ADN complémentaires.

Les deux brins doivent pouvoir entrer en contact l'un avec l'autre et avoir suffisamment d'homologie pour qu'une molécule bicaténaire stable soit formée. Cette liaison entre molécules complémentaires porte le nom de réaction d'hybridation qui résulte donc de l'appariement de la sonde à une séquence nucléotidique complémentaire présente dans l'échantillon. Pour constituer une sonde, la séquence nucléotidique doit être couplée à une molécule signal (marqueur radioactif ou chromogène comme la biotine (avidine) qui permet de mettre en évidence la réaction d'hybridation [52].

Un des avantages majeurs de l'utilisation des sondes nucléiques et qu'elles permettent la détection de bactéries difficiles à cultiver ou à identifier. D'autre part, les bactéries de l'échantillon n'ont donc pas besoin d'être vivantes.

Cette technique permet également de détecter des bactéries cibles en petit nombre (1000, voir moins). La quantité d'acide nucléique peut être minime grâce aux techniques de répllication (amplification en chaînes par polymérisation) [52].

La PCR (Polymerase Chain Reaction) est la méthode la plus efficace pour amplifier les gènes et l'ARN qui en est transcrit. Cette technique a pour but de mettre en évidence des séquences d'ADN spécifiques à certaines bactéries. Comme chaque bactérie ne possède qu'un seul exemplaire d'ADN. Les séquences cibles doivent donc être fortement multipliées par la PCR.

Bien que la PCR soit une technique très sensible, capable de détecter même une seule copie d'une séquence recherchée [53], ses limitations sont nombreuses :

Des difficultés peuvent survenir lors de l'étude de petites quantités d'ADN, car les ingrédients nécessaires à la réaction (amorces, nucléotides, polymérase Taq) peuvent être épuisés avant que suffisamment de séquences cibles ne soient produites. La spécificité de la réaction dépend de plusieurs facteurs : la taille des amorces (en nucléotides), les caractéristiques du thermo cycle, la concentration en sels tempons, etc.

Une limite majeure de la PCR est la susceptibilité du processus à la contamination, en particulier quand il s'agit de détecter des séquences rares d'ADN [54]. Ce qui rend nécessaire la mise en place de la technique de PCR en temps réel (RT-PCR) permettant d'établir des courbes d'augmentation des produits de la PCR et d'effectuer le calcul précis de la quantité d'ADN initial [55].

Plusieurs études antérieures ont été faites dans le but de la caractérisation moléculaire de la microflore constitutive de la plaque dentaire en cas de santé buccale ou de pathologies bucco-dentaires, le séquençage de l'ARN 16S des bactéries buccales a permis l'identification des genres suivants : *Fusobacterium*, *Streptococcus*, *Lactobacillus*, *Actinimycetes*, *Enterococcus*, *Prevotella*, *Propionibacterium*, *Prophyromonas* [23],[35],[41].

CHAPITRE 2

LES MORSURES DES CARNIVORES DOMESTIQUES ET RISQUES ATTACHÉS

2.1. Définition de la morsure

La morsure est le motif causé par les dents sur un substrat, tel que la peau (humaine ou animale). Les dents sont capables de marquer n'importe quel substrat tant que celui-ci est moins dur que l'email recouvrant leur partie coronaire [56].

La morsure causée par les animaux se définit comme une plaie provoquée par les dents d'un animal qui exerce une pression ou un pincement entre deux mâchoires. C'est en cela qu'elle se distingue de la piqûre ou de la griffure. Un des principaux risques pour la victime est l'infection de la lésion [57].

2.2. Les morsures animales

Par leur nombre et leur gravité, les morsures animales constituent un véritable problème de santé publique qui est encore peu investigué.

Des études déjà réalisées montrent qu'elles représentent plusieurs milliers de recours aux urgences chaque année et de nombreuses hospitalisations [1],[2],[3],[13].

La grande majorité des morsures animales est infligée par les chiens (85% à 90%) et les chats (5% à 10%). Les autres espèces animales domestiques ou sauvages comptent pour moins de 1% [3],[4],[5]

La majorité des morsures sont minimales et les personnes se contentent d'une automédication, souvent à l'origine de plaies surinfectées vues tardivement [2],[5],[6].

Initialement, l'aspect clinique varie en fonction de l'animal mordeur, et les blessures reflètent l'anatomie des dents et la force des mâchoires de ce dernier [58], divers types de plaies peuvent être réalisés : délabrements importants avec perte de substance et ischémie pouvant se compliquer de gangrène ou d'infections à anaérobies [5][13], plaies punctiformes de profondeur insoupçonnée souvent à l'origine de phlegmons à *Pasteurella* [59],[60].

La morsure animale peut prendre de multiples apparences, on distingue: [13],[57],[58].

- ✓ hématome : petite collection de sang dans une cavité néoformée
- ✓ abrasion : perte de la couche épithéliale du revêtement cutané.
- ✓ contusion : l'épiderme reste intact mais présence d'érosions superficielles avec une zone d'hémorragie par rupture vasculaire.
- ✓ lacération ou plaie contuse : écrasement tissulaire, la plupart au niveau des reliefs osseux.
- ✓ incision : déchirure nette de la peau
- ✓ avulsion : une partie de la peau est emportée lors de la morsure.

2.2.1. Les morsures de chiens

Les chiens infligent à eux seuls près de 80% des morsures humaines [3][4][5][60]. La sévérité des blessures dépend de la race du chien, de sa taille, mais aussi de l'âge de la victime et de la localisation de la lésion [5],[13],[60],[61],[62].

Les chiens mordent habituellement aux extrémités, leurs morsures prennent fréquemment la forme de lacérations, d'écrasements ou d'avulsions et entraînent le plus souvent la formation d'un hématome, une nécrose tissulaire et des plaies aux contours irréguliers (plaies contusionnées) [1],[13],[60],[62],[63],[64],[65]

Les morsures de chiens entraînent généralement d'importants délabrements à fort risque esthétique, fonctionnel ou même vital d'autant plus qu'elles concernent souvent la face ou la main notamment chez l'enfant [1] [13],[60]. Elles peuvent être très profondes et atteindre les gaines tendineuses et articulaires, ainsi que les os [60],[61],[64].

La taille de la blessure peut varier entre 30 à 55 millimètres de diamètre selon la race de l'animal.

En outre, suite aux mouvements d'arrachement d'avant en arrière ainsi que les balancements de tête du chien, les morsures vont tracer un pincement cutané dû aux crocs, une coupure par les incisives et prémolaires et un broiement par les molaires;une déchirure voire une perte tissulaire peut être observée car le chien tire la peau vers lui [62]

Certaines morsures canines provoquent des blessures graves pouvant aller jusqu'à l'amputation dans les cas extrêmes [65],[66].Seules 15 à 20% d'eux s'infectent [4],[6],[23].

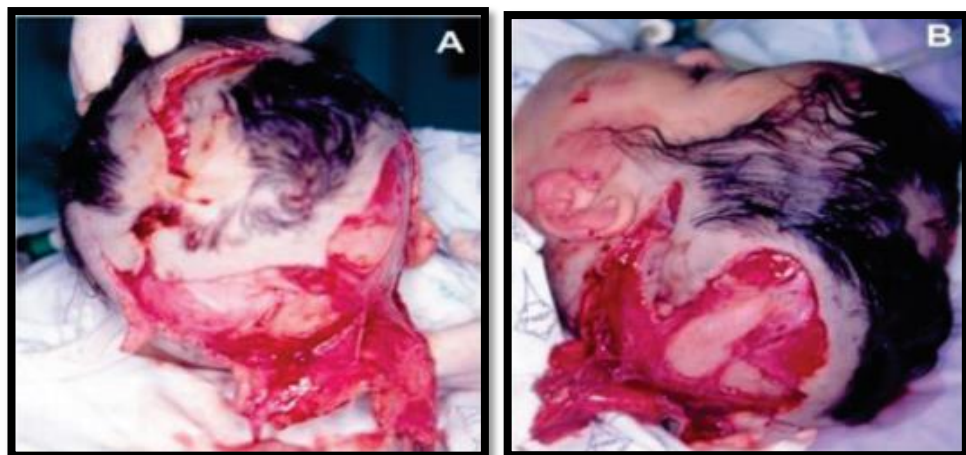


Figure 2.1: (A)(B) : Morsure de chien chez un enfant au niveau de la tête [66]

2.2.2. Les morsures de chats

Les morsures de chats représentent 10-20% des morsures animales [3][60][62]. Elles siègent au niveau des membres supérieurs, de la tête, du cou et des membres inférieurs, et la plupart sont chez les femmes [3],[62]. La morsure est de moindre étendue mais peut être tout aussi grave. En effet, les dents plus fines et plus pointues peuvent facilement pénétrer dans les os et les articulations et inoculer la salive du chat [58],[62].

Il s'agit souvent de blessures punctiformes profondes associées à des griffures mais rarement avec des lacérations et des pertes de substances tissulaires [13],[58],[60].

Au niveau des extrémités, une atteinte des articulations et tendons est possible. Ainsi une grande proportion des morsures de chats va donner une arthrite septique ou ostéomyélite [9],[10],[62].

Ce qui est notable pour les morsures de chats est la grande fréquence des surinfections par rapport aux chiens (30 à 50% d'infections observées) [4],[13],[58].

En effet, la morsure de chat est plus petite que celle du chien, et anfractueuse, éventuellement profonde, donc difficilement atteignable pour le nettoyage et la désinfection de la plaie. Ce type de plaie constitue un excellent environnement pour les bactéries [4],[58],[62].



Figure 2.2: (A) Morsure d'un chat de type punctiforme [65]

2.3. Epidémiologie des morsures et localisations préférentielles

L'être humain peut être mordu par un grand nombre d'espèces animales; toutefois, les morsures les plus graves sont celles infligées par les chiens et les chats [13],[68].

On ne dispose à l'échelle mondiale d'aucune donnée sur l'incidence des morsures canines et félines bien que des études permettent de penser qu'elles sont responsables des dizaines de millions de blessures chaque année [1],[3],[62].

Aux États-Unis par exemple, on estime que 4.5 millions de morsures de chien et 400.000 de morsures de chat se produisent chaque année. [5],[6],[13],[60],[62],[66],dont 19% consultent un médecin, près de 1% ont recours à une chirurgie réparatrice, 3 à 18% contractent des infections et entre 10 à 20 décès sont à déplorer [5],[6],[62],[66].

Dans d'autres pays à revenu élevé comme l'Australie, le Canada et la France, l'incidence et les taux de mortalité sont comparables [6].

Les données dont disposent les pays à revenu faible ou intermédiaire sont plus fragmentées, mais certaines études révèlent que les chiens sont responsables de 80% des morsures animales [4],[5] Les taux de mortalité dus à la morsure d'un chien sont plus élevés dans les pays à revenu faible ou intermédiaire que dans les pays à revenu élevé ,du fait que la rage est un problème dans bon nombre de ces pays, que le traitement post exposition n'est pas toujours administré ou que l'accès aux soins est insuffisant [69].

Les morsures canines touchent davantage les hommes que les femmes, les sujets jeunes, les enfants de moins de 5 ans plus spécialement.

Le pic d'incidence maximale survient chez les garçons âgés de 5 à 9 ans. Les enfants risquent davantage de se faire mordre au visage et au cou, les adultes sont plus susceptibles d'être blessés aux extrémités [13],[66],[70],[71].

Le chien est connu (appartenant à la famille ou aux voisins) dans plus de la moitié des cas. Son statut vaccinal n'est connu que dans 60 % des cas .La responsabilité éventuelle d'un chien errant ou d'un chien dont les propriétaires sont inconnus est rarement en cause [67],[70],[71],[72].

Les chiens familiers (type terrier, cocker, caniche labrador) sont plus fréquemment en cause, cependant les chiens de grande taille de catégorie 1 ou 2 (bergers allemands, rottweilers et Pit-bulls) sont responsables des traumatismes les plus graves [58],[67],[72].

Les morsures du chat constituent le deuxième type de morsures animales le plus répandu, elles représentent 5 à 15 % des blessures animales [72].

Les femmes sont plus fréquemment touchées (ratio 2:1), contrairement aux morsures de chien. Dans deux tiers des cas, elles concernent les membres supérieurs (bras et mains) tandis que les griffures se produisent généralement sur les extrémités supérieures ou le visage [72].

Les doubles localisations ne sont pas rares, correspondants soit à deux attaques, soit plus souvent à l'impact des canines opposées au cours d'une même morsure [13],[71].

2.4. Description des plaies de morsure

2.4.1. Types de lésions observées

On peut classer les plaies selon le niveau d'atteinte des différentes couches de la peau ou selon leurs mécanismes de survenue [58].

En effet, selon la profondeur des lésions et leurs mécanismes, le pronostic cicatriciel en sera fondamentalement différent [72],[73],[74].

Nous distinguons cinq types de lésions de morsures: [58],[74]

les abrasions, les lésions punctiformes, les lacérations, les arrachements ou perte de substances, et les écrasements

✓ Les abrasions:

Ce sont des lésions souvent minimales où il n'y a pas d'effraction cutanée. Comme les brûlures, ce sont des lésions douloureuses car elles mettent à nu les extrémités nerveuses cutanées. Celles-ci représentent le modèle le plus simple de cicatrisation.

✓ Les lésions punctiformes: il s'agit de plaies étroites mais profondes avec contusion des tissus mous adjacents. Ces lésions sont typiques des coups de crocs. (Figure 2.3)

Généralement ces plaies sont bénignes, mais des germes peuvent être inoculés en profondeur (surtout des anaérobies): le risque infectieux peut alors être très important, notamment au niveau des articulations digitales, et une intervention chirurgicale peut être nécessaire.



Figure 2.3 : (A) plaies punctiformes superficielles péri-buccales [67]

✓ Les lacérations:

Elles peuvent être superficielles, ou concerner les tissus musculaires. Ce sont des plaies graves qui nécessitent de la chirurgie plastique mais qui laissent des séquelles esthétiques importantes. Ces plaies sont les résultats d'un mécanisme de morsure propre au chien: le chien tient la morsure, en serrant très fort et en secouant la tête, ce qui provoque ces lacérations plus ou moins profondes selon la conformation de la gueule du chien.

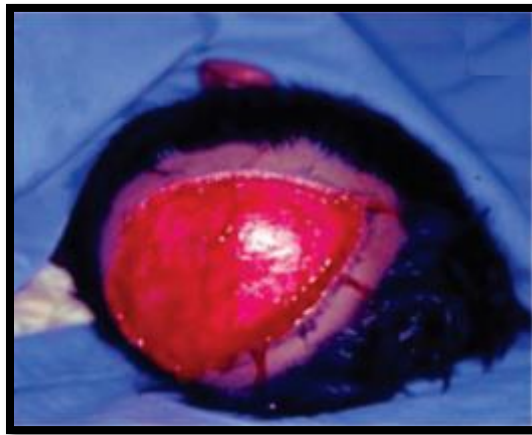


Figure 2.4 : Morsure d'un chien de type lacération au niveau de la tête d'un enfant [66]

✓ Les arrachements:

Ces lésions ont souvent lieu au niveau du visage (nez, joues, oreilles). Elles constituent une perte de substance importante. Ce sont les lésions les plus délabrantes, qui nécessitent souvent un recours à des greffes avec des risques de séquelles esthétiques mais aussi fonctionnelles.



Figure 2.5 : Morsure de chien avec arrachement chez une fille de 11 ans
(A) : avant suture,(B) : après suture [72]

✓ Les écrasements:

Ils ont lieu lorsque le chien mordeur est de grande taille avec une puissance de mâchoire importante. Ces écrasements peuvent compromettre la vascularisation cutanée et aboutissent donc à des nécroses tissulaires. Chez les enfants, ce type de lésions peut aller jusqu'à des fractures osseuses.



Figure 2.6: Morsure d'un chien avec fracture de l'os temporel
(B) : avant la chirurgie,(B): 2 mois après la chirurgie, (C): 1 année après la chirurgie [66]

2.4.2. Gravité des lésions

On peut définir comme grave une morsure pouvant mettre en jeu le pronostic vital du patient à court ou à plus long terme [58],[62],[64].

La plupart des morsures chez les enfants donnent lieu à une consultation médicale suivie ou non d'une hospitalisation, même si les cas de décès sont rares [64],[66],[67].

Dans différentes études, nous retrouverons la classification de LACKMANN des lésions selon leur gravité: [1],[58],[67],[74]

- ✓ Les lésions de gravité 0 : elles correspondent à des abrasions et il n'y'a pas d'effraction cutanée.
- ✓ Les lésions de gravité I : plaies superficielles
- ✓ Les lésions de gravité II : plaies profondes associées à des atteintes musculaires.
- ✓ Les lésions de gravité III : perte de substance n'intéressant pas une unité esthétique.
- ✓ Les lésions de gravité IV: perte de substance intéressant une ou plusieurs unités esthétiques de la face, une atteinte pluritissulaire, une amputation (perte de substance du nez ou des oreilles ou de la langue), ou une atteinte d'organes nobles.

2.5. Les risques attachés aux morsures

Les morsures exposent à un double risque: l'infection et la destruction mécanique de la peau, des muscles, des tendons, des vaisseaux sanguins et des os [66],[70],[71].

2.5.1. Le Risque traumatique

L'une des principales conséquences des morsures d'animaux est d'ordre traumatique avec perte de substance cutanée, délabrements musculaires, tendineux ou nerveux et fractures osseuses notamment avec les morsures de chiens[62],[64],[66],[58],[71].

Ce risque est lié au siège, à la profondeur et à l'étendue de la morsure, déterminant les pertes de substance et les éventuelles séquelles fonctionnelles et esthétiques [58]. La morsure peut se présenter comme une simple lacération, ou être associée à une lésion par écrasement, à une plaie perforante, ou à des déchirures de plusieurs couches tissulaires [66], [58].

La majorité des morsures d'animaux domestiques sont bénignes mais certaines d'entre elles sont très graves du fait de lésions musculo-tendineuses ou vasculaires ou de séquelles esthétiques au visage [65],[67].

La gravité de la lésion dépend de la taille de l'animal, de celle de la victime et de la localisation anatomique de la morsure [62],[65],[58]. De plus, la morsure peut être profonde, pénétrante et provoquer des décollements sous-cutanés avec des atteintes de différents tissus nobles (vasculaire, nerveux, tendineux....) [70],[71],[72].

Les plaies simples linéaires ou à bord anfractueux sont les plus fréquentes des lésions ; une perte de substance est possible (avulsion cutanée ou musculaire) [13], [62].

La morsure est généralement superficielle, mais peut être profonde, pénétrante ou transfixiante (joue) s'il s'agit de gros animaux et des décollements sous-cutanés peuvent être masqués en l'absence d'examen soigneux [66], [67], [72], [74]. Ainsi une plaie profonde de la main, avec atteinte des gaines des fléchisseurs, une atteinte tendineuse, vasculaire ou nerveuse doit être prise en charge au bloc opératoire [62],[72],[75].

L'évolution du degré de gravité est en rapport avec les lésions liées à la plaie, ainsi que les signes cliniques associés. Le risque vital n'est pas nul, par hémorragie massive, en particulier lors d'atteintes de la face et du cou [58],[62],[64],[74].

2.5.2. Le risque infectieux

La spécificité d'une plaie par morsure animale est le fort risque septique associé, considéré comme un élément de gravité [2],[5],[6],[60].

Ce risque de développer une infection ainsi que sa sévérité sont corrélés à l'animal mordeur, à la localisation de la blessure, à l'atteinte de vaisseaux, d'organes, à la proximité d'une articulation ou d'un os, enfin à la nature des germes inoculés [58],[62],[68] et bien que parfois la blessure soit considérée comme anodine, elle s'infecte souvent avec la flore buccale de l'animal mordeur dont la diversité est importante induisant une fréquente inoculation polymicrobienne [3],[13],[60],[76].

2.6. Complications et séquelles des morsures

Dans la littérature, la proportion de séquelles est plus faible. Cependant une grande proportion de séquelles est directement liée à la gravité des morsures. Il s'agit le plus souvent du problème de cicatrisation.

Dans la plupart des séries, les auteurs définissent comme séquelles les cicatrices pathologiques et peu prennent en considération la restauration morphologique [67], [74].

✓ Esthétiques:

La durée de cicatrisation est de 10.5 mois en moyenne, des cicatrices pathologiques et des séquelles esthétiques sont observées dans 2-42%.

Les femmes déclarent plus de séquelles esthétiques que les hommes et les enfants, surtout quand la morsure se situe au niveau du visage [67].



Figure 2.7 : photographies illustrant les séquelles à long terme

- a: cicatrice chéloïde de l'oreille chez un enfant, b: séquelle morphologique de la lèvre suite à une morsure avec perte de substance de la lèvre
c: cicatrice après morsure d'un chien chez une femme au niveau du visage [62]

✓ Fonctionnelles :

Selon la localisation des morsures, des pertes de fonctionnalité ou des douleurs/raideurs résiduelles sont possibles [78]

✓ Psychologiques :

Certains patients présentent des conséquences psychologiques : un choc émotionnel important, syndrome anxieux, état de stress aigu post traumatique, trouble du sommeil, phobie des chiens.[67]

CHAPITRE 3

ORIGINE DES BACTERIES DANS LES MORSURES ET RELATION AVEC LA FLORE BUCCALE

3.1. Évolution et complications des morsures

À l'exception notable de la rage, on ne connaît pas de virus pathogène pour l'homme, transmis par morsure de carnivores [13],[77]. En revanche, environ 3 - 18% des morsures de chien et 20 à 80% des morsures de chat occasionnent des infections bactériennes locales [2],[4],[6],[13],[58] qui peuvent se généraliser et induire des complications pour lesquelles le pronostic vital est en jeu, en particulier chez des patients immunodéficients [9],[11],[13],[58].

Les infections surviennent en moyenne 24 heures après une morsure de chien et 12 heures après une morsure de chat [13]. Il s'agit le plus souvent d'infections polymicrobiennes incluant des aérobies et des anaérobies [2],[3],[6],[13].

Ces infections peuvent être locales (abcès sous-cutané, tendinite, arthrite septique, ostéomyélite) ou plus rarement systémiques (sepsis, endocardite, méningite, abcès cérébral) [9],[13],[58],[60].

Les infections se produisent plus fréquemment avec les morsures punctiformes du chat [2],[4],[13],[58],[60],[62] , à cause de ses dents extrêmement pointues et aiguës qui peuvent entraîner une piqûre profonde [62],[79]. La peau se referme habituellement au-dessus de la morsure, isolant la blessure, excluant le drainage ouvert et permettant de ce fait à une infection de se développer [13], [62].

3.1.1. Source de contamination

Les germes transmis lors de la morsure ont pour origine la flore bactérienne aérobie et anaérobie de la cavité buccale de l'animal mordeur et dans une moindre mesure la flore cutanée de la personne mordue ou l'environnement [11],[13],[58]. La flore buccale des chiens et des chats est extrêmement riche et variée [2],[6],[7],[21],[23],[34]. Elle est constituée soit de germes présents temporairement (d'origine alimentaire ou hydrotellurique) à l'origine d'infection rare des plaies, soit de germes résidents, constitutifs de la flore buccale et responsables de la majorité des complications infectieuses. [11],[13],[58].

Afin d'apprécier les risques infectieux des morsures canines et félines, plusieurs études de la flore buccale des chiens ont été réalisées. Les tableaux 3.1 et 3.2, ci-dessous montre les principales bactéries isolées.

Tableau 3.1 : Espèces bactériennes retrouvées dans trois études différentes de la flore buccale canine [80],[81],[82].

Bactéries	Loubinoux et al (1997) [80] (N=134)	Baillie et al (1978)[81] (N=50)	Saphir et al (1976)[82] (N=50)
<i>P.spp.</i>	59%	84%	22%
<i>P.multocida</i>	52%	60%	-
<i>P.dagmatis</i>	5%	-	-
<i>P.canis</i>	3%	-	-
<i>Weekseela zoohelcum</i>	13%	90%	38%
<i>Ef-4</i>	-	74%	30%
<i>Neisseria spp.</i>	18%	28%	10%
<i>Neisseria weaveri</i>	-	12%	18%
CoNS	60%	40%	32%
<i>S.aureus</i>	13%	42%	18%
<i>Streptococcus spp.</i>	42%	72%	82%
<i>Escherichia coli</i>	17%	22%	22%

<i>Proteus</i> spp.	4%	2%	-
<i>Enterobacter</i> spp.	2%	4%	2%
<i>Hafnia alvei</i>	1%	-	-
<i>Acinetobacter</i> spp.	1%	12%	10%
<i>Bacillus</i> spp.	28%	36%	12%
<i>Corynebacterium</i> spp.	12%	60%	26%
<i>Micrococcus</i> spp.	2%	8%	60%
<i>Moraxella</i> spp.	3%	36%	22%
<i>Pseudomonas</i> spp.	16%	16%	-
<i>Vibrio</i> spp.	1%	-	-
<i>Flavobacterium</i> spp.	1%	-	-
<i>Xanthomonas</i> spp.	2%	2%	-

Tableau 3.2 : Espèces bactériennes retrouvées dans deux études différentes de la flore buccale féline [83],[84]

Bactéries	Sanne et al (2011) [83] (N=88)	Love et al (1990)[84] (N=150)
<i>Actinomyces canis</i>	2.27%	%
<i>Peptostreptococcus</i> spp.	1.13%	3.33%
<i>Bacillus</i> spp.	1.13%	-
<i>Bacteroides</i> spp.	1.13%	36.66%
<i>Bergeyella</i> spp.	1.13%	-
<i>Catonella</i> spp.	1.13%	-
<i>Chryseobacterium</i> spp.	1.13%	-
<i>Clostridium</i> spp.	1.13%	8.66%
<i>Corynebacterium</i> spp.	1.13%	-
<i>Cytophaga</i> spp.	1.13%	-
<i>Enterobacter</i> spp.	1.13%	-
<i>Enterococcus</i> spp.	4.54%	-
<i>Moraxella</i> spp.	1.13%	-
<i>Neisseria</i> spp.	2.27%	-

<i>P.multocida</i>	30.68%	-
<i>P.pneumotropica</i>	9.09%	-
<i>P.sp</i>	1.13%	-
<i>Prophyromonas spp.</i>	1.13%	-
<i>Pseudomonas spp.</i>	3.4%	-
<i>S.aureus</i>	1.13%	-
<i>Streptococcus spp.</i>	2.27%	-
<i>Fusobacterium spp.</i>	-	19.33%

3.1.2. Nature des germes

Plusieurs études précédentes [58],[85],[86] ont rapporté la nature des microorganismes présents dans les plaies par morsures canines et félines . Il s'agit de commensaux de la cavité buccale des agresseurs plus rarement de la peau des victimes [11],[13] ou de bactéries de l'environnement [58]. De très nombreuses espèces peuvent en être à l'origine :

➤ **Le genre *Pasteurella* :**

Il s'agit de la bactérie la plus fréquemment isolée [4],[79],[87], sa présence s'accompagne d'une grande fréquence d'infections (morsures punctiformes): 75% des plaies infectées de morsure de chat et 20-50% des morsures de chien en contiennent [10],[11],[24],[87],[88.]

Les pasteurelloses humaines font généralement suite à l'inoculation des espèces : *P.multocida* (plus fréquemment lors de morsure de chat) ou *P.canis* (plus fréquemment lors de morsure de chien), plus rarement sont isolées *P.dagmatis* et *P.stomatis* [11],[88]. Ces espèces, en particulier *P.multocida*, font partie de la flore normale buccale des carnivores, avec un taux de portage pouvant atteindre jusqu'à 90% des chats [79],[87],[89].

➤ **Autres genres ou espèces, aérobies ou anaérobies (seuls ou associés) de la cavité buccale :** [12],[13],[58],[61],[90],[91]

-Des bacilles à Gram négatif anaérobies strictes en association avec d'autres bactéries (infections suppurées mixtes)

-Des germes pyogènes responsables des infections monomicrobiennes. Parmi ceux-ci, on trouve des staphylocoques (*S.aureus*,*S.intermedius*),et des Streptocoques (*Streptococcus canis*).

-Autres: *Moraxella*, *Neisseria*, *Corynebacterium*, *Eikenella corrodens*, *Reimerella*, *Enterococcus*, *Bacillus*, *Pseudomonas*, *Bacteroides*,*Prevotella*, *Fusobacterium*.

Certaines de ces bactéries sont plus spécifiquement transmises par morsures. Ces bactéries dites «spécifiques des morsures de carnivores » car issues à des germes de la flore buccale normale de ces animaux. Elles représentent jusqu'à 40% des germes isolés: [85]

✓ *N. weaveri*, *N. animaloris* , *N. zoodegmatidis* et *N. canis* ,isolées dans 4 à15% des infections consécutives à des morsures et présentes dans la cavité buccale de 12 à 18% des chiens et des chats [76],[92],[93].

✓ *Capnocytophaga canimorsus* : isolé dans 2% des morsures, il est retrouvé dans 8% des cavités buccales de chiens [94],[95],[96].

✓ *Bergeyella zoohelcum* représentant 2% des isolements bactériens de plaies de morsure [97].

✓ *Bartonella henselae* est transmise par morsure (1 cas sur dix) ou griffure (7 cas sur dix) de chat et plus rarement de chien. Elle est à l'origine de la maladie des griffes du chat et des syndromes associés [91].

Certains germes pathogènes spécifiques sont enfin très rarement isolés de morsures effectuées par des animaux eux-mêmes malades ou dont la cavité buccale est temporairement contaminée : *Bacillus anthracis* (fièvre charbonneuse),*Clostridium tetani* (tétanos),*Erysipelothrix rhusiopathiae*, *Francisella tularensis* (tularémie) [13],[68],[98].

Le tableau 3.3 montre les principales espèces bactériennes isolées à partir des plaies de morsures infectées.

Tableau 3.3 Principales bactéries isolées des plaies infectées suites aux morsures canines et félines [58],[61],[85],[90]

Agents Infectieux	Principaux Animaux Vecteurs	Affection	Incubation
<i>P. multocida</i> , <i>P.dagmatis</i> , <i>P.stomatis</i>	Chien, Chat	pasteurellose	Moins de 24 H
<i>P.canis</i>	Chien		
- <i>S. aureus</i> - <i>S.intermedius</i> , <i>S.epidermidis</i> . - <i>Streptococcus</i> spp. - <i>Enterococcus</i> spp. - <i>H. felis</i> , <i>H. influenza</i> - <i>Corynebacterium</i> spp. - <i>N. canis</i> , <i>N.weaweri</i> - <i>N. animaloris</i> , <i>N.zoodegmatis</i> - <i>Acinetobacter</i> spp. - <i>Actinobacillus</i> spp. - <i>Eikenella corrodens</i> - <i>Bergyella zoohelcum</i> - <i>C. canimorsus</i> - <i>Peptostreptococcus</i> spp. - <i>Fusobacterium russii</i> - <i>Prevotella</i> spp. - <i>Porphorimona salivosa</i> , <i>Porphorimonas gingivalis</i> - <i>Bacteroides tectum</i>	Chien ,Chat	Cellulites Phlegmons Abscess Gangrenes Lymphangites Adénites Arthrites Ostéomyélites Ténosynovites Septicémies Endocardites Méningites Abscess cérébraux	À partir de 48 H
<i>Bartonella hanselae</i>	Chat	Maladie des griffes du chat	A partir de j14
<i>Clostridium tétani</i>	Chat,Chien	tétanos	A partir de j4
Virus rabique	Chat,Chien	Rage	A partir de j21
<i>Leptospira</i> spp.	Chien	leptospirose	A partir de J14
<i>Francisella tularensis</i>	Chat	tularémie	A partir de J8

3.1.3. Fréquence des germes

Seuls 15 à 20% des morsures de chien s'infectent [2],[4],[6],[13],[58]. Les prélèvements précoces montrent une majorité de germes aérobies (*Streptococcus*, *S. aureus*, et *P. multocida* essentiellement). Des germes anaérobies sont retrouvés dans 30 à 40% des cas [77],[85].

Les morsures de chats comportent, en revanche, un risque élevé d'infection (environ 50%) [4],[13],[58], de par l'inoculation profonde et punctiforme de germes, difficilement accessible au lavage [2], [4], [13], [58], [60],[62].

La diversité de la flore bactérienne inoculée par les morsures ou griffures est importante, induisant une fréquente inoculation polymicrobienne [2],[3],[6],[13] avec une moyenne de 2.08 à 3.06 espèces bactériennes isolées par culture de plaie, y compris une moyenne d'une espèce anaérobie par blessure [13],[77],[85]

Cinquante six pour cent des plaies par morsures sont infectées par des bactéries anaérobies et aérobies, 36% par des aérobies seules et 1% par des anaérobies seules [77].

Staphylococcus spp., *Streptococcus* spp. ,et *Corynebacterium* spp. sont les bactéries aérobies les plus fréquemment isolées [13].Elles sont présentes dans 38% à 76% des blessures [77],[85]. Les anaérobies les plus fréquemment isolés comprennent *Bacteroides fragilis*, *Prevotella* spp., *Porphyromonas* spp., *Peptostreptococcus* spp. and *Fusobacterium* spp. [13] [77],[84],[85],[61].

Le genre *Pasteurella*, le principal agent pathogène isolé de morsures de chat [4],[79] est également associé à des morsures de chiens et de nombreux autres animaux [85],[87]. Il fait partie de la flore buccale normale des carnivores avec un taux de portage pouvant atteindre 87% chez les chats et 50% chez les chiens [79],[87],[89],[99].

P.multocida a été trouvée dans 50% à 80% des infections après morsure de chat et dans 25% des morsures de chiens [10], [11], [24], [87], [88].

Le *C. canimorsus* est présent dans la cavité buccale de 16 à 40% des chiens [96]; la *Bartonella henselae* peut être transmise dans moins de 10% des cas par morsure de chat et plus rarement de chien [9],[91].

3.1.4. Aspect clinique

Les caractéristiques cliniques de l'infection dépendent de la nature et de l'étendue de la blessure, la localisation anatomique de la blessure, et les organismes responsables de l'infection [58],[62],[65],[85].

Les manifestations cliniques les plus habituelles de l'infection après morsure sont celles d'une cellulite [58],[60],[76],[86],[100]. L'œdème et l'érythème sont les deux signes les plus fréquents [13],[58],[60]. L'existence d'une fièvre associée, d'une lymphangite ou d'une adénopathie est moins habituelle ne dépassant guère 20% des cas [9],[13],[58],[60],[79].

La rapidité extrême des signes locaux: douleur, œdème, en quelques 3 à 6 heures, évoque très fortement une infection à *Pasteurella* [10][77][85][99]. Les atteintes pyogènes se manifestent plus tardivement en 24 à 48 heures. Une crépitation fait craindre la présence d'anaérobies [85].

Quand l'abcès évolue plus doucement, l'infection à staphylocoque est plus probable [77].

L'infection peut rester locale (pus, abcès, dermo-hypodermite) ou régionale (ténosynovite, ostéoarthrite) et exceptionnellement devenir systémique en fonction du germe et du terrain (septicémie, méningite, endocardite) [9],[13],[58],[60],[79].

3.2. Les principales maladies infectieuses transmises par morsure

3.2.1. La rage

La rage est une encéphalomyélite mortelle liée à un virus neurotrope qui appartient au genre Lyssavirus, pathogène pour l'ensemble des mammifères [101], [102].

Chez l'homme, les contaminations rabiques sont dues à la salive des animaux enrégés (surtout les chiens). La contamination se fait, le plus souvent par morsures. Toutefois, le virus peut pénétrer dans l'organisme à la faveur de griffure, d'excoriations cutanées ou de léchage d'une plaie ouverte [58],[62],[102].

Le risque d'infection varie entre 5 et 80%.[62],[102]. Il est plus élevé quand l'inoculum est important, dans les morsures graves et profondes, et en cas des morsures multiples surtout dans les zones richement énervées ou proches du système nerveux central (tête, mains, organes génitaux) [58].

Cette zoonose reste un problème sérieux de santé, à la fois, animale et publique dans de nombreux pays du monde et particulièrement dans les pays en voie de développement (Asie, Afrique). Elle est responsable de plus de 55 000 décès chaque année dans le monde. L'Asie et l'Afrique compteraient respectivement 32000 et 23000 morts, la plupart des contaminations étant dues à des chiens [15],[102].

Sur le plan clinique, la rage réalise, après une incubation silencieuse de 3 à 20 semaines (en fonction de la localisation de la plaie), une encéphalomyélite mortelle [14],[15],[101],[102]

À ce jour, il n'existe aucun moyen d'empêcher la progression de la maladie, une fois que celle-ci est déclarée, l'issue est donc toujours fatale. Le seul traitement réside donc dans la prévention [14],[58],[102].

3.2.2. Le Tétanos (*Clostridium tétani*)

Clostridium tétani est un bacille anaérobie et sporulé à Gram positive. C'est un germe tellurique et fécale [13] présent dans l'oropharynx ou sur les griffes de nombreux animaux, chiens et chats inclus [103].

Il représente un danger potentiel et constant des morsures et griffures, en particulier en cas de plaie minime, par animal familier, n'entraînant pas de consultation, chez des personnes âgées sans statut vaccinal correct [58],[62].

Le tétanos est causé par une toxine produite par la bactérie à l'origine de la maladie [13].C'est une maladie non contagieuse, non immunisante, dont l'incubation est de 3-30 jours. Le tétanos se manifeste par des contractures et des spasmes musculaires, des convulsions et peut conduire au décès [103].

Ce risque doit être toujours prévenu lors de la prise en charge d'une blessure d'origine animale en utilisant, selon l'ancienneté de la vaccination, le siège et l'importance de la plaie, la vaccination plus au moins les gammaglobulines antitétaniques [103].

3.2.3. La pasteurellose

C'est la complication bactérienne la plus fréquente, consécutive aux morsures et blessures animales [4],[10],[11].Elle est due à des bactéries du genre *Pasteurella*, naturellement présents dans l'oropharynx de plusieurs animaux, incluant les chiens et les chats [79],[87],[88].

Les infections humaines à *Pasteurella* sont habituellement représentées par des infections cutanées localisées succédant à des blessures animales : morsures (85%), griffures (5%), ou plus exceptionnellement à un léchage (1%) [10],[11],[88],[104],[105].

C'est l'espèce *P.multocida* qui est la plus fréquemment incriminée en pathologie humaine [10], [11], [88], [99].

Elle est isolée dans 50% des plaies après morsure de chien et 75% après morsure de chat [9],[10],[13],[77],[79],[87],[88]. D'autres espèces peuvent être aussi incriminées : *P.canis*, *P.dagmatis*, *P.stomatis* [11],[79],[88],[99].

Les Pasteurelles représentent les bactéries aérobies prépondérantes de la flore buccale normale du chien et du chat [79],[87],[88],[106]. La fréquence de portage varie entre 22 à 81% [10][106]. Cependant, elle peut arriver jusqu'au 90% chez les chats [9],[79],[106].

Ce taux de portage trop élevé explique la fréquence d'infection à *Pasteurella* dans les blessures après morsures ou griffures [88].

La pasteurellose chez l'homme est généralement une infection locale au niveau du point d'inoculation d'aspect très caractéristique [13],[77],[79]. Les signes cliniques associés à l'infection de la blessure cutanée se manifestent précocement, en 6 à 24 heures [13],[58],[62][85], par une intense réaction inflammatoire (œdème, rougeur, douleur), un écoulement sanguinolent ou purulent [58],[60], et une lymphangite survient rapidement [60],[85]. Des atteintes suppuratives ostéo-articulaires peuvent être observées secondairement [10],[11],[13],[60],[62],[77].

La douleur est très vive ; la fièvre est inconstante [10] et rapidement, l'inflammation gagne les articulations de voisinage et on peut dans certains cas redouter l'atteinte des gaines tendineuses [13][89].

Les complications sont fréquentes, en particulier chez les sujets immunodéprimés: cellulite [9],[10],[89], arthrite septique [10], [11], [60], [62], [77], [89], ténosynovite et ostéomyélite [10],[13],[60],[62],[77],[89].



Figure 3.1 : Complications après morsure d'un chat dues à *P. multocida*

A: arthrite septique de l'articulation inter-phalangienne proximale après morsure d'un chat, B: cellulite [60],[86]

Des cas de septicémie [9],[10],[11],[89], endocardite [10],péritonite [9],[89],[106] ,méningite et abcès cérébraux [10],[85],[89] ont été rapportés.

Les Beta-lactamines,les cyclines et les fluoroquinolones ont prouvé leur efficacité dans le traitement de pasteurellose,associés à des soins locaux pour les formes d'inoculation [79],[88],[89],[99].

3.2.4. Maladie des griffes du chat ou bartonellose (*Bartonella henselae*)

Bartonella henslea, agent de la maladie des griffes du chat, peut également être transmis lors d'une morsure [9],[58],[85],[91].La forme clinique de l'infection la plus fréquente est une adénopathie dans le territoire de drainage de la lésion [4],[9],[91].

Chez l'immunocompétent, la MGC entraîne une infection limitée, d'expression purement locorégionale [4],[107].Au point d'inoculation se développe une lésion érythémateuse, puis papulo-vésiculeuse ,voire pustuleuse, la lésion évolue vers une croûte de quelques millimètres qui peut persister entre 1et 3 semaines. Cette lésion cutanée initiale peut être douloureuse, ou peu symptomatique, et peut de ce fait passer inaperçue. Elle régresse spontanément en 15 jours, en laissant persister une discrète cicatrice

L'adénopathie se développe en 1 à 2 semaines après la lésion cutanée, dans le territoire de drainage, sans lymphangite. L'adénopathie est unique dans la plupart des cas, mais l'existence de plusieurs ganglions est possible. L'adénopathie persiste pendant 2 à 3 mois, puis régresse lentement.

Chez l'immunocompétent, l'état général est conservé et le patient est apyrétique [108],[109].

Les formes systémiques s'observent dans 5 à 14% des cas selon les auteurs. Elles compliquent des MGC chez des patients immunodéprimés dans la plupart des cas [9], [107].L'état général est altéré avec fièvre, asthénie, amaigrissement. Les signes fonctionnels associent des myalgies, des arthralgies [4],[107],[108].

Les localisations systémiques sont variées : méningo-encéphalite, neurorétinite, pleurésie, pneumopathie, hépatite granulomateuse, endocardite et ostéomyélite [4],[9],[107].

Une arthropathie qui touche préférentiellement les femmes et les adultes est aussi observée dans 2.9% des cas. Les articulations les plus touchées sont les articulations des genoux, des poignets, des coudes et des chevilles. Dans 20% des cas une arthropathie chronique se développe [108],[109]

La mise en évidence de ce bacille aérobie à Gram négatif, intracellulaire facultatif, est difficile et n'est réalisée que par des laboratoires spécialisés. Le diagnostic est le plus souvent établi par sérologie ou éventuellement à partir d'une biopsie tissulaire par amplification (PCR) de séquences nucléotidiques spécifiques [85],[107].

Au vue d'une évolution spontanément favorable dans la plupart des cas, une antibiothérapie n'est généralement pas recommandée. En cas d'atteinte ganglionnaire sévère, l'azithromycine permet d'accélérer la guérison [9],[108],[109].

3.2.5. L'infection à *Capnocytophaga canimorsus*

Une autre espèce remarquable isolée d'une plaie par morsure de chien est *C.canimorsus* [95][110], un bacille à Gram négatif, fin et ramifié, dont la croissance in vitro est lente (5-7 jours) et requiert 5-10% de CO₂ [111].

C.canimorsus est une espèce commensale de la cavité buccale du chien (notamment de la plaque dentaire) et plus rarement de celle du chat [110],[111],[112].

L'infection à *C.canimorsus* est rare chez l'homme, quelques centaines de cas ont été décrits dans la littérature [112]. Dans 80% des cas, l'infection se déclenche au décours d'un contact étroit avec un carnivore, notamment par une morsure (54%) ou une griffure (8.5%) de chien ou plus rarement de chat (8%) [95],[111].

La manifestation clinique la plus fréquente est le sepsis [110], [111], [112], [113]; des infections secondaires de type méningite, endocardite, anévrysme mycotique, abcès cérébral, endophtalmie, ostéomyélite, arthrite, péritonite, pneumonie ont été rapportées [110],[111],[112],[113]. Ces complications surviennent le plus souvent chez des sujets de plus de 50 ans présentant un terrain favorisant d'immunosuppression (splénectomie, alcoolisme chronique, neutropénie, corticothérapie, chimiothérapie) [110],[112],[113].

Lors d'infections systémiques, des taux de mortalité de 15-30% sont constatés [112],[113].



Figure 3.2 : une nécrose tissulaire après un choc septique du à *C.canimorsus* [114]

La sensibilité de *C.canimorsus* aux antibiotiques est variable. L'espèce est globalement sensible aux B-lactamines (pénicillines et céphalosporines), mais les résultats divergents pour l'imipénème. Elle ne sécrète pas de B-lactamase. La sensibilité aux fluoroquinolones, chloramphénicol, cyclines, rifampicine, et érythromycine est variable suivant les souches.

En revanche, elles sont toutes résistantes au métronidazole, aux aminoglycosides, au triméthoprim et à la fosfomycine [113],[114].

3.2.6. La tularémie

La tularémie est une zoonose causée par *F.tularensis*, une bactérie infectant de nombreuses espèces animales sauvages et domestiques [115]. Il s'agit d'une pathologie pouvant être grave. Le caractère dangereux et virulent de cette bactérie est à l'origine de sa potentielle utilisation comme arme biologique ou agent de bioterrorisme [116].

F.tularensis est exceptionnellement transmise par morsure ou griffure d'animal (lièvre, rat, chat, chien), mais bien plus par manipulation de gibier infecté [115],[117].

Après une incubation moyenne de 8 jours (1 à 14 jours), apparaisse une ulcération douloureuse suintante au siège de la morsure, une adénopathie satellite inflammatoire, une fièvre élevée à 39°-40°C. Le germe est retrouvé dans la plaie ou par ponction de l'adénopathie, ou dans les hémocultures [117].

La sérologie ne permettra qu'un diagnostic tardif, deux semaines après le début des symptômes [117].

La bactérie est sensible aux aminosides, aux cyclines, au chloramphénicol, et résistante aux sulfamides et Bêta-lactamines. Le traitement précoce, maintenu 10 jours, évite la fistulisation ganglionnaire et fait céder la fièvre de quelques jours [115],[117].

3.3. Facteurs de risque et conséquences des morsures

Le risque d'infection et la sévérité dépendent aussi de facteurs propres à la personne mordue, comme une baisse de l'efficacité des défenses immunitaires, un mauvais drainage lymphatique ou veineux du membre mordue [6],[58].

Les conséquences de cette infection peuvent aller de l'œdème douloureux à des complications fonctionnelles et générales graves sous la forme d'une septicémie [13]. Les séquelles fonctionnelles sont dominées par la raideur articulaire dont les causes sont multiples et associées dans les lésions délabrantes, soit par atteinte directe multi tissulaire, soit par algodystrophie, ce qui n'est pas étonnant devant l'agressivité mécanique, bactériologique et psychologique de la morsure [71].

Des complications locales peuvent exceptionnellement nécessiter l'amputation d'un membre. Des complications systémiques d'une importante morbidité peuvent entraîner le décès, comme en cas d'infection par *C.canimorsus* chez un patient asplénique [9],[13] [71],[112],[113].

3.3.1. Éléments de gravité immédiats

Cela dépend de la lésion elle-même et de critères associés:

- ✓ Le type de blessure : Plaie profonde, plaie punctiforme (comme après une morsure de chat), plaie accompagnée d'un écrasement ou d'un délabrement des tissus [58],[86].
- ✓ Sa localisation (conséquences esthétiques, fonctionnelles) :
 - La morsure est située à la main ou au visage [66],[67].
 - La morsure est proche d'un os, d'un tendon ou d'une articulation.
- ✓ L'atteinte de tissus musculaire ou osseux (fracture ouverte) d'où parfois la nécessité d'une radiographie lorsque l'on soupçonne une atteinte osseuse [60],[86].
- ✓ L'atteinte de tissus nobles (nerfs, artères) pouvant provoquer une hémorragie majeure avec un état de choc La perte de substance, la souillure importante, et l'existence de lésions associées (ex traumatisme crânien si chute associée) [66],[67],[72].

3.3.2. Eléments de gravité potentielle

Le risque d'infection et la sévérité de l'infection dépendent aussi de facteurs propres à la personne mordue, comme :

- ✓ une baisse de l'efficacité des défenses immunitaires : personne âgée, suite à une maladie chronique comme le diabète, à la prise de médicaments qui diminuent l'immunité ou en l'absence de rate
- ✓ un mauvais drainage lymphatique ou veineux du membre mordu.
- ✓ une neuropathie [67].

3.4. Prise en charge du risque infectieux

La prise en charge des plaies par morsure comporte plusieurs volets:

- ✓ des soins locaux (rinçage avec ou sans suture)
- ✓ une immunisation contre le tétanos et/ou la rage
- ✓ une administration préventive ou curative d'antibiotiques.

Certains éléments concernant le patient doivent être pris en compte car ils peuvent favoriser les infections. Il est également important d'avoir des renseignements concernant le traitement habituel du patient, ses allergies connues ainsi que l'état de son statut vaccinal, antitétanique [13],[58],[60] [62],[64],[72].

3.4.1. Les soins hygiéniques locaux

Les soins locaux doivent être mis en œuvre le plus tôt possible après la morsure [58],[62]. Ils consistent en un lavage, un parage et une exploration des blessures. Leur objectif est de prévenir le risque infectieux [58],[62],[86].

3.4.1.1. Le lavage

C'est un geste non spécifique dont le but est d'évacuer les éventuels corps étrangers présents dans la plaie et surtout l'effet de dilution des germes, c'est pourquoi il doit être particulièrement abondant [62].

Il se fait, d'une façon générale, avec du sérum physiologique en irrigation abondante (250-500ml) jusqu'au fond de la plaie pendant au moins 10 minutes

Il est possible de faire avec une seringue équipée d'une aiguille de large diamètre pour accéder aux parties de la plaie les plus profondes. [58],[62],[86].

3.4.1.2. La désinfection

Il est recommandé de procéder suite au nettoyage, à une désinfection avec un antiseptique de type ammonium quaternaire, polyvidone iodée (Bétadine ®) ou l'hypochlorite de sodium (eau de javel, dakin) ou à la chlorhexidine [66],[86]. Ainsi, s'il existe un risque de rage, le virus pourrait être détruit à 90% [86].

Selon la localisation et la profondeur de la lésion, une prise en charge spécialisée peut être nécessaire [13],[58].

3.4.1.3. L'exploration

Comme pour toutes les plaies, vérifier qu'aucun corps étranger n'est présent en profondeur et qu'aucun tissu noble n'est touché [67].

Pour effectuer ce geste convenablement, ce qui est primordial dans les cas de morsures, le médecin peut avoir recours à l'anesthésie locale ou l'anesthésie locorégionale, mais uniquement après avoir réalisé l'examen clinique et l'évaluation neurologique [61],[67].

3.4.1.4. Le Parage

L'objectif du parage est d'éliminer tous les tissus morts, les caillots sanguins et autres débris cellulaires [58],[86],[118], à l'aide d'une curette, des ciseaux à disséquer ou encore d'un bistouri [58].

Les tissus dévitalisés sont donc enlevés car ils ne sont plus irrigués mais offrent un très bon milieu de culture bactérienne [60],[86],[118].

Au cours du parage, la plaie est copieusement irriguée sous pression afin de réduire le nombre des germes par effet de dilution [58],[60],[86]

Ce dernier effet, plutôt qu'une activité bactéricide par un antibiotique ou un antiseptique, semble être l'élément le plus important. Elle permet ainsi de diminuer les risques septiques liés à la morsure [86].

Le parage commence superficiellement et progresse plan par plan en profondeur [60],[61].

3.4.2. L'immunoprévention

3.4.2.1. Prévention et évaluation du risque rabique

La crainte légitime de la rage a justifié la mise en place des centres de prévention antirabique. Toute suspicion, même faible, de contamination rabique de l'animal (reposant sur les antécédents, les circonstances de la blessure, la surveillance vétérinaire) impose la mise en route d'une vaccination. La séroprévention est associée à la vaccination en cas de risque grave [58],[61],[62]

Tableau 3.4 : Prophylaxie antirabique recommandée en fonction de catégorie de l'exposition [58],[61],[62].

Catégorie	Type de contact avec l'animal	Type d'exposition	Prophylaxie après exposition recommandée
I	-Toucher ou nourrir l'animal -Léchage sur peau intacte	aucun	Aucune, si l'anamnèse est fiable
II	-Mordillage sur peau découverte -Griffures minimales ou abrasions sans saignement	faible	-Administrer le vaccin immédiatement -Arrêter le traitement si l'animal reste en bonne santé pendant la période d'observation de 10 jours ou si le diagnostic de laboratoire par des techniques fiables est négatif
III	-Morsures ou griffures transdermiques uniques ou multiples - Léchage sur peau lésée -contamination des muqueuses avec la salive (léchage) -Exposition à des chauves-souris	sévère	-Administrer les immunoglobulines antirabiques et le vaccin immédiatement. -Arrêter le traitement si l'animal reste en bonne santé pendant la période d'observation de 10 jours ou si le diagnostic de laboratoire par des techniques fiables est négatif

3.4.2.2. La Prévention du tétanos

Il s'agit d'une toxi-infection à *Clostridium tétani*, bacille anaérobie tellurique, dont les spores sont extrêmement résistantes [13]. D'emblée considérées comme profondes et souillées, les plaies par morsures justifient une prophylaxie adaptée au statut vaccinal du patient ; rappel ou vaccination complète par un vaccin combiné diphtérie-tétanos et éventuellement immunoglobulines spécifiques, tout en précisant que les morsures sont considérées par principe comme des plaies à haut risque tétanigène [58],[86],[119].

Le risque de contamination par le tétanos sera évalué par le médecin, en fonction de la sévérité de la plaie et de la date à laquelle a été réalisé le dernier rappel antitétanique [62],[67].

Après avoir évalué le risque de contamination par le tétanos, il sera décidé ou non de commencer un traitement par immunoglobulines antitétaniques et/ou par vaccination antitétanique [58],[61].

3.4.3. Le recours aux antibiotiques

Certains auteurs préconisent l'emploi systématique d'antibiotiques après une morsure, argumentant que toute plaie contaminée doit être traitée préventivement.

À l'inverse, d'autres considèrent l'antibioprophylaxie comme excessive et militent pour une antibiothérapie [13],[58],[62], c'est-à-dire le recours aux anti-infectieux uniquement sur des plaies présentant des signes d'infection; cas de plaies étendues, profondes (morsure de chat) et/ou très souillées, vues tardivement ou en cas de signes inflammatoires lors du premier examen (suspect d'une infection à *Pasteurella*), lésions proches d'une articulation ou d'un os ainsi que chez les patients immunodéficients ou avec un trouble de la circulation veineuse ou lymphatique [13],[58],[62].

L'antibiothérapie préventive ou curative de première intention a pour objectifs essentiels les anaérobies et les pasteurelles [10],[62].

Toute la difficulté réside dans le choix d'un ou de plusieurs antibiotiques actifs contre la grande variété de germes aérobies et anaérobies rencontrée dans ce type de blessure [86].

D'une façon générale, il apparaît évident qu'aucun antibiotique ne peut avoir seul une activité sur l'ensemble des germes potentiellement infectants dans les morsures. Aussi, le choix d'une association d'antibiotiques apparaît plus adapté.

L'utilisation de la combinaison amoxicilline-acide clavulanique commercialisée sous le nom d'Augmentin ® semble être tout à fait satisfaisante en première intention [13],[60],[62],[66],[86],[119].

Tableau 3.5 : prise en charge générale d'une morsure, mesures prophylactiques [13]

Prophylaxie	Protocol
Désinfection	Rinçage abondant immédiat avec solution physiologique, puis désinfection par solution iodée.
Débridement	-Evaluation de la plaie par un chirurgien -Ablation des corps étrangers
Prélèvement pour culture	Uniquement en présence de signes de surinfection : frottis et prélèvements plus profonds (os, muscle,...) selon les cas.
Radiographie	-Si suspicion de fracture ou de pénétration osseuse -Comme examen de départ si risque d'ostéomyélite

Suture	<ul style="list-style-type: none"> ✓ Pas de suture si : <ul style="list-style-type: none"> -Plaie surinfectée -Morsure punctiforme ou par écrasement ✓ Suture à discuter si : <ul style="list-style-type: none"> -Morsure de la main -Immunosuppression -Mauvais drainage lymphatique ou veineux
Prophylaxie antibiotique	<ul style="list-style-type: none"> -Amoxicilline-acide clavulanique seule -Clindamycine en association avec une quinolone -Triméthoprime-sulfaméthoxazole <p>Pendant 3 à 5 jours si :</p> <ul style="list-style-type: none"> -Blessure modérée à sévère -Plaie punctiforme, écrasement, délabrement, -Atteinte de la main ou du visage -Morsure à proximité d'une articulation ou d'un os -Immunosuppression (en particulier lors d'asplénie) -Mauvais drainage lymphatique ou veineux
Prophylaxie post-expositionnelle du tétanos	<ul style="list-style-type: none"> ✓ Rappel : si le dernier vaccin date de plus de 5 ans. ✓ Immunoglobulines et complément vaccinal en l'absence de trois vaccins préalables ou lors de statu vaccinal tétanique inconnu
Prophylaxie antirabique	Vaccination ou sérovaccination en fonction de la catégorie de la blessure.

CHAPITRE 4 : ÉTUDE I : ÉTUDE BACTERIOLOGIQUE DE LA FLORE BUCCALE DES CARNIVORES DOMESTIQUES

4.1 Introduction:

La flore buccale normale des chiens et des chats est une flore abondante, complexe et très hétérogène [7],[21][23],[35],[36]. Elle est constituée de plusieurs espèces bactériennes différentes dont certaines sont potentiellement pathogènes et peuvent être à l'origine d'infections sévères chez l'homme lors de morsures [13],[23],[35],[61],[77].

En Algérie, la population canine et féline est inconnue. Cependant, le nombre de chiens et de chats errants qui se trouvent libres dans les rues et les endroits publics ne cesse d'augmenter ces dernières années[14], ce qui expose les gens à des risques de morsures.

Une meilleure connaissance de la flore buccale pathogène de ces animaux est utile dans le choix d'antibiothérapie adéquate des plaies de morsures surinfectées [2],[23],[35],[8].

Les objectifs de cette étude sont les suivants:

1. Isoler et identifier des bactéries à partir des prélèvements buccaux effectués sur des chiens et des chats errants.
2. Etudier la sensibilité aux antibiotiques de certaines souches pathogènes isolées (*Pasteurella* spp.)

4.2. Matériel & méthodes

4.2.1. Zone d'étude

L'étude porte sur la wilaya d'Alger. Cette dernière occupe une superficie de 1190km² pour plus de 2.9 millions habitants Elle est limitée par:

- la Mer Méditerranée au Nord
- la Wilaya de Boumerdes à l'Est.
- la wilaya de Blida au Sud
- la wilaya de Tipaza à l'Ouest.

La wilaya d'Alger est composée de 13 daïra, chacune comprend plusieurs communes, pour un total de 57 communes. (Figure 4.1)

4.2.2. Éthique

Le protocole d'étude a été approuvé par le comité éthique et le comité de décision (numéros 01/2018) d'**EPIC-H.U.P.E** (**EPIC**: Entreprise publique à caractère industriel et commercial; **H.U.P.E** : Hygiène Urbaine et Protection de l'Environnement) (appendice B).

En Janvier 1996, HURBAL a été créée avec un nouveau statut: **EPIC-HUPE** sous l'ordre du wali d'Alger (numéros d'ordre **35/DRAG/SAG**) sous le registre n°**16/00-0013132B00**.

Administrativement, cette institution est affiliée au **Ministère des Ressources en Eau et de l'Environnement**. Son rôle principal est la lutte contre les zoonoses et les maladies vectorielles telles que la rage et la leishmaniose, qui peuvent être transmises à l'homme par l'animal.

Dans le cadre du programme de lutte contre la rage, EPIC-H.U.P.E capturent les animaux errants des 57 communes de la wilaya d'Alger (environ 30.000 chats et 20.000 chiens sont capturés par an).

Les animaux capturés sont gardés pendant 7 jours au niveau de la fourrière canine de Boumaati -El-herach avant d'être euthanasiés. Ceci pour permettre aux propriétaires de récupérer leurs animaux respectivement à la législation de la protection des animaux (loi du 01/04/1994).

La localisation de la fourrière canine est représentée dans la figure 4.1



● Fourrière canine d'Alger (Boumaati-EL-herach)

Figure 4.1: carte géographique de la zone d'étude

4.2.3. Période d'étude

Notre étude s'est déroulée durant la période allant du mois de janvier 2018 jusqu'au mois de juillet 2019.

4.2.4. Population d'étude

L'étude a porté sur 200 animaux errants (100 chiens et 100 chats) apparemment sains, «tous venants» capturés par la fourrière canine d'Alger dans la période d'étude.

Tous ces animaux ont été choisis aléatoirement sans aucune distinction de race, d'âge ou de sexe.

4.2.5. Prélèvement

4.2.5.1. Matériel

- Pince à capture;
- Gants Latex;
- Blouse et bottes;
- Ecouillons stériles;
- Portoir;
- Glacière;
- Fiche de renseignements;

4.2.5.2. Site et technique de prélèvement

Des écouillonnages du palais, de l'espace glosso-gingival et ganatho-gingival ont été effectués sur des chiens et des chats en utilisant un écouillon sec et stérile. Les échantillons ont été accompagnés par une fiche d'identification détaillant la race de l'animal, son âge et son sexe (Appendice C).

4.2.5.3. Conservation et acheminement

Les échantillons ont été placés dans une glacière, où la température interne est maintenue à +4°C pour être acheminés au laboratoire d'analyse dans les plus brefs délais (maximum 2 H) afin d'éviter la dessiccation. Le traitement des échantillons est réalisé le jour même.

4.2.6. Analyse bactériologique

4.2.6.1. Laboratoires

❖ **Laboratoire d'analyse de biologie médicale professeur Tarzaali**

L'isolement et l'identification bactériologique, ainsi que l'étude de la sensibilité aux antibiotiques ont été déroulés au niveau de l'unité de Microbiologie du laboratoire d'analyses médicales Professeur Tarzaali (Biogroupe, Bougara-Blida)



Figure 4.2: Laboratoire d'analyses médicales Professeur Tarzaali (Phot. Personnelle)

❖ **Laboratoire d'analyse microbiologique des aliments d'origine animale-
Département des sciences vétérinaires-Université de Messine-Italie:**

L'identification des staphylocoques par la méthode MALDI-TOF MS a été réalisée au niveau du laboratoire d'analyse microbiologique des aliments d'origine animale-Département des sciences vétérinaires-Université de Messine-Italie.

4.2.6.2. Matériel de laboratoire

Tout le matériel utilisé dans le laboratoire est mentionné en appendice (D).

4.2.6.3. Culture bactériologique

Chaque prélèvement a été mis en culture sur 3 boîtes de pétri contenant des milieux sélectifs et non sélectifs pour l'isolement des différents genres bactériens:

- une boîte contenant la gélose Hektoen (Institut Pasteur -Algérie) pour l'isolement des entérobactéries.
- une boîte contenant la gélose Chapman (Institut Pasteur -Algérie) pour l'isolement des staphylocoques.
- une boîte contenant la gélose au sang cuit «chocolat» (columbia additionnée de 5% de sang de mouton défibriné et chauffée à 80°C) pour l'isolement de l'ensemble de la flore et de bactéries exigeantes (exemple *Neisseria*, *Haemophilus*).

Les boîtes ont été incubées à 37°C sous différents atmosphères (aérobies pendant 24 heures ou bien enrichi de CO₂ pendant 48h à 72h) selon leurs exigences.

4.2.6.3.1. Isolement et purification

Plusieurs lectures ont été réalisées à 24 h, 48 h et 72 h (certaines colonies ne deviennent visibles qu'après 36 à 72 heures d'incubation). On note les caractéristiques morphologiques et la taille des colonies, la présence ou non d'hémolyse, le type de cette dernière ainsi que la production de pigments et d'odeur.

Après chaque lecture, une colonie représentative de chaque groupe bactérien de même apparence morphologique est repiquée sur le milieu adéquat afin d'obtenir une culture pure.

4.2.6.3.2. Identification phénotypique des isolats

Après purification, l'identification bactérienne est effectuée conformément aux critères du Bergey's manual [120]:

- aspect macroscopique des colonies sur gélose (forme, opacité, taille, couleur, hémolyse,...).
- aspect microscopique (coloration de Gram)
- la recherche des enzymes respiratoires (catalase, oxydase)
- les galeries biochimiques miniaturisées API

4.2.6.3.2.1. Coloration de Gram

L'examen microscopique du prélèvement après coloration de Gram permet de repérer la prédominance d'un type bactérien (cocci ou bacilles), et de classer les bactéries en deux groupes (Gram positif, Gram négatif) sur la base de la perméabilité de leur paroi à l'alcool.

- ✓ Les bactéries à Gram positif apparaissent en violet (Gram+)
- ✓ Les bactéries à Gram négatif apparaissent en rose (Gram -)

La technique est détaillée en (appendice E)

4.2.6.3.2.2. Test de catalase

Ce test est utilisé principalement pour distinguer les saphylocoques. et les microcoques. qui sont catalase positive des streptocoques. et entérocoques qui sont catalase négative.

À partir d'un isolement sur milieu gélosé, une colonie bactérienne est prélevée à l'aide d'une pipette pasteur, puis placée sur une lame en verre contenant une goutte d'eau oxygénée à 10 volumes.

Une réaction positive se traduit par le dégagement immédiat des bulles de gaz (oxygène), la réaction se fait selon l'équation:

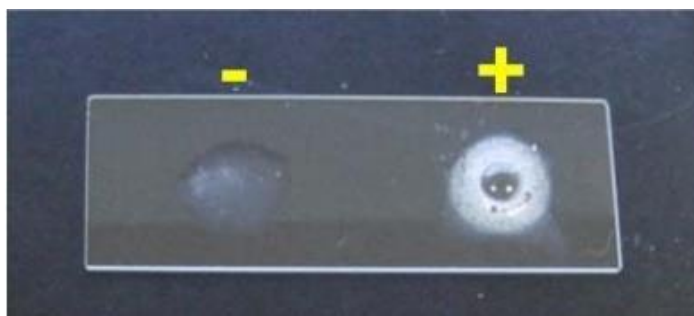
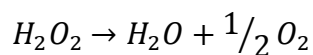


Figure 4.3: Image d'une réaction de catalase sur lame (négative et positive) (phot. Personnelle)

4.2.6.3.2.3. Test d'oxydase

Ce test permet la mise en évidence d'une enzyme (la phénylène diamine oxydase) de la bactérie à partir de sa culture en milieu gélosé.

Cette enzyme est capable d'oxyder le réactif: N dimethyl para phénylène diamine qui est incolore, et en présence de l'enzyme, il libère un composé bleu violacé.

Il est important pour distinguer *Neisseria* spp. et *Moraxella* spp. (oxydase positive) d'*Acinetobacter* spp. (oxydase négative), ainsi que les entérobactéries (oxydase négative) de *Pseudomonas* spp.(oxydase positive).

À l'aide d'une pipette pasteur, prélevez une fraction de la colonie de confirmation et la déposez sur une bandelette imprégnée par un réactif pour la recherche de l'oxydase (NNNN tetramethyl-p-phénylène-diamine dichlorohydrate (oxoïde). La présence de cette enzyme se manifeste par l'apparition d'une coloration bleu/violette intense en 5 secondes aux maximums. (Figure 4.4).

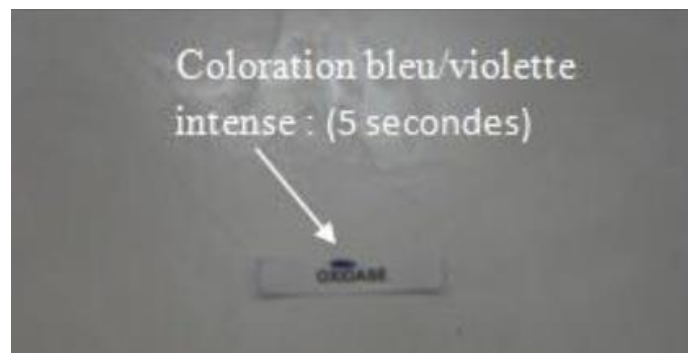


Figure 4.4 : Réaction d'oxydase positive (Phot. Personnelle)

4.2.6.3.2.4. Test de coagulase

Ce test est utilisé pour distinguer les Staphylocoques à coagulase positive (CoPS) tel que *S.aureus*, des Staphylocoques à coagulase négative tel que *S.saprophyticus*.

Ce test consiste à mettre en évidence la coagulase libérée dans le milieu extérieur. La détection de cette coagulase s'effectue en ajoutant dans un tube à hémolyse 0.5 ml de plasma humain et 0.5 ml d'une culture de Staphylocoques de 24 h en bouillon BHIB.

Le mélange est placé à l'étuve à 37° c et incubé pendant 24 heures. Les souches de *S.aureus* provoquant la coagulation du plasma le plus souvent les trois premières heures, un test positif se traduit par la formation d'un coagulum.



Figure 4.5: Coagulase positive (Phot.Personnelle)

4.2.6.3.2.5. Galeries miniaturisées API 20

Les galeries API comportent 20 microtubes contenant des substrats déshydratés. Les microtubes sont inoculés avec une suspension bactérienne réalisée dans un API Medium qui reconstitue les tests. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs.

La lecture de ces réactions se fait à l'aide d'un tableau de lecture et l'identification est réalisée à partir de la base de données à l'aide du logiciel d'identification *apiweb*™, en faisant entrer manuellement au clavier un profile numérique à 7 chiffres.

Le choix de la galerie d'identification a été établi à partir des résultats des tests d'orientation:

Galerie API 20E: bacilles Gram négatif à oxydase négative (entérobactéries)

Galerie API 20NE: bacilles Gram négatif à oxydase positive (*Pasteurella*, BGNNF)

Galerie API Strept: cocci Gram positif en chainettes à catalase négative (Streptocoques, entérocoques)

Galerie API Staph: Staphylocoques

Galerie API NH: *Moraxella* spp. *Neisseria* spp. *Haemophilus* spp.

4.2.6.3.3. Identification des principaux genres bactériens

4.2.6.3.3.1. Identification des bactéries à Gram positif

❖ **Le genre *Staphylococcus***

Le genre *Staphylococcus* représente le genre le plus important de la famille des *Micococcaceae*

Les staphylocoques apparaissent comme des coques, à Gram positif, groupés en amas, ayant la forme de grappe de raisin, catalase positive et oxydase négative. Ce genre comprend deux groupes majeurs: les staphylocoques à coagulase positive (*S.aureus*) et les staphylocoques à coagulase négative (*S.epidermidis*).

Sur milieu Chapman, la plupart des souches de *S.aureus* élaborent un pigment qui donne une couleur jaune orangée aux colonies.

❖ **Le genre *Streptococcus***

Le genre *Streptococcus* est identifié comme des coques à Gram positif, apparaissant en chainettes plus ou moins longues au microscope, catalase négative.

Les streptocoques sont distingués par l'hémolyse qu'ils produisent sur gélose au sang. On distinguera les streptocoques hémolytiques (α ou β) des streptocoques non hémolytiques (γ).

❖ **Le genre *Corynebacterium***

Bacilles à Gram positif, immobiles, droits ou incurvés avec des renflements (poire ou massue) et quelquefois, des formes ramifiées. Outre ces caractéristiques, leur disposition particulière en caractères chinois ou encore en palissade permet de les évoquer dans certains prélèvements. Elles sont aéro-anaérobies ou aérobies strictes, catalase positive.

❖ **Le genre *Bacillus***

Bacilles rectilignes ou (presque rectilignes) à extrémités carrées ou arrondies, Gram positif, généralement mobiles. Le plus souvent catalase positive, donnant une réponse variable au test de l'oxydase.

L'aspect des colonies obtenues au milieu gélosé est extrêmement variable. Les espèces de *Bacillus* saprophyte sont habituellement hémolytiques.

4.2.6.3.3.2. Identification des bactéries à Gram négatif

❖ **Le genre *Pasteurella***

Les pasteurelles sont des petits cocobacilles à Gram négatif qui apparaissent isolées, souvent associées par paires ou encore en courtes chainettes. Elles sont aéro-anaérobies, microaérophiles préférentielles, sur gélose au sang donnent des colonies non hémolytiques, lisses, parfois muqueuses. Elles ne poussent pas sur gélose MacConckey

À partir des caractères biochimiques (catalase positive, oxydase positive, nitrate-réductase positive, glucose positive, (ADH, citrate, gélatinase et esculine négatives) le genre *Pasteurella* est identifié.

Actuellement, un des principales difficultés du diagnostic est l'absence de certaines espèces dans les bases de données des systèmes d'identification commercialisés.

❖ **Le genre *Moraxella***

Le genre *Moraxella* fait partie de la famille des *Moraxellaceae*. Ces bactéries sont des coques à Gram négatif, immobiles, habituellement regroupés en courtes chaînettes ou en paires. Elles donnent des colonies glissantes sur gélose au sang.

La plupart des espèces sont aérobies et produisent une réaction positive pour les tests de catalase et l'oxydase.

La figure 4.6 schématise le mode opératoire qui a été entrepris au sein du laboratoire

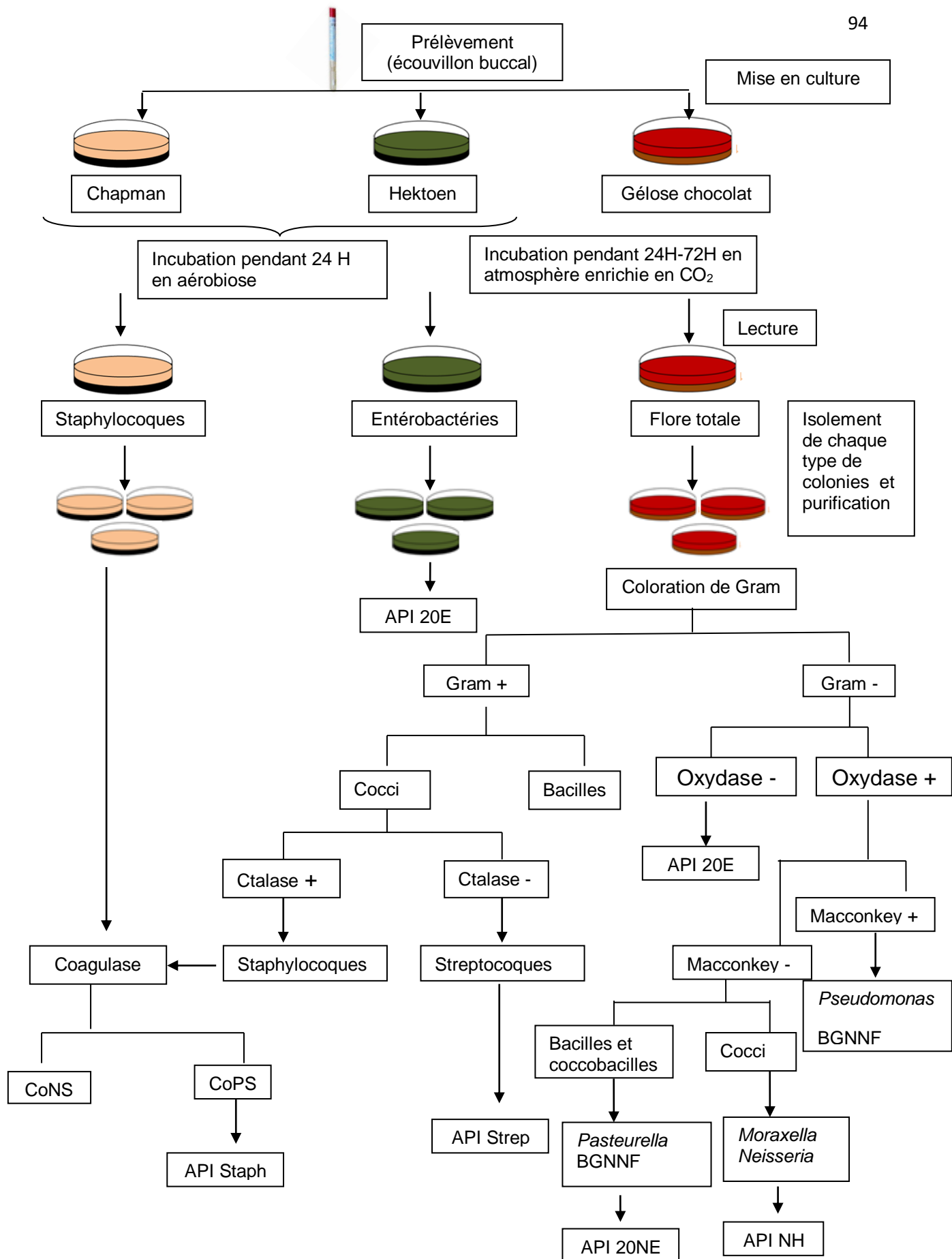


Figure 4.6: représentation schématique de la méthode d'isolement et d'identification des bactéries

4.2.6.3.4. Test de sensibilité des isolats aux antibiotiques

L'étude de la sensibilité aux antibiotiques a été réalisée par la méthode de diffusion sur milieu gélosé Muller-Hinton selon les normes et les recommandations du comité de l'antibiogramme de la société française de la microbiologie (CASFM, 2010).

Au total 5 antibiotiques ont été testés : Amoxicilline -Acide clavulanique (AMC) (20/10 µg), Pénicilline (P) (10 UI), Ampicilline (AM) (10 µg), Erythromycine (E) (15 µg), Tétracycline (TE) (30 µg)

• **Technique**

Un inoculum est préparé à partir d'une culture pure de 18 heures sur milieu d'isolement (gélose columbia au sang cuit). Quelques colonies bien isolées et parfaitement identiques sont raclées à l'aide d'une anse de platine, déchargée dans 5 ml d'eau physiologique stérile à 0.9%.

La suspension bactérienne est bien homogénéisée et ajustée jusqu'à atteindre une opacité équivalente à 0.5McF. Elle est ajustée en ajoutant, soit de la culture à la suspension bactérienne, soit de l'eau physiologique stérile.

Le milieu Muller-Hinton (MH) additionné ou non du sang de mouton, coulé en boîtes de pétri de 90 mm de diamètre sur une épaisseur de 4 mm est utilisé, l'ensemencement doit se faire dans les 15 mn qui suivent la préparation de l'inoculum.

Un écouvillon stérile est trempé dans la suspension bactérienne, essoré en le pressant fermement sur la paroi interne du tube afin de le décharger au maximum, puis frotté sur la totalité de la surface gélosée sèche, de haut en bas, en stries serrées.

L'opération est répétée deux fois en tournant la boîte de 60° à chaque fois, sans oublier de faire pivoter l'écouvillon sur lui-même.

L'ensemencement est fini en passant l'écouvillon sur la périphérie de la gélose. L'écouvillon est rechargé à chaque fois qu'une boîte de pétri est ensemencée.

Après le séchage, les disques sont déposés sur la gélose à l'aide d'une pince flambée, en appuyant doucement sur chaque disque pour assurer un contact uniforme avec le milieu. Les boîtes sont ensuite laissées à température ambiante pendant 30 minutes sur la paillasse pour permettre la diffusion de l'antibiotique dans la gélose. Une fois appliqué le disque ne doit pas être déplacé.

Les boîtes sont ensuite incubées immédiatement pendant 18 heures à 37°C.

Les souches de référence suivantes: *E.coli* ATCC 25922, *S.aureus* sensible ATCC 25923, *S.aureus* résistant ATCC 43300, *P. aeruginosa* sensible ATCC 27853 (ATCC:american type collection culture), ont été utilisées pour contrôler les paramètres de conformité (conformité des résultats).

- **Lecture et interprétation**

Les résultats sont exprimés en mm après lecture des diamètres des zones d'inhibition et sont comparés aux valeurs critiques figurant dans le tableau de lecture, puis la bactérie est classée dans l'une des catégories: sensible (S), intermédiaire (I) ou résistante (R).

4.2.6.3.5. Conservation des souches

La conservation donne la possibilité de repiquer les souches isolées pour réaliser des éventuelles études ultérieures, pour cela les cultures pures de certaines souches pathogènes pour l'homme sont conservées pendant quelques années à – 20°C en suspension dense dans des eppendorfs contenant 50% BHIB et 50% glycérol.

4.2.6.3.6. Identification par MALDI –TOF-MS (Matrix –Assisted Laser Desorption and Ionization Time-Of-Flight Mass Spectrometry method)

- **Nettoyage de la plaque cible**

Il Consiste à rincer la plaque avec de l'eau chaude, et à verser de l'éthanol à 70% que l'on frotte avec du papier. Ensuite, on plonge la cible dans l'éthanol pendant 15 min, puis on la frotte avec 500µL de TFA (Acide TriFluoroacétique) à 80% et enfin on la rince avec de l'eau utilisée pour l'HPLC (High-performance liquid chromatography) et on la laisse sécher à l'air libre.

- **Préparation des échantillons pour analyse spectrométrique**

Sous la haute, on prélève les bactéries à identifier, à partir d'une culture bactérienne de 24 heures, pour les déposer sous forme d'un fin frottis d'environ 5 mm², sur les spots de la plaque métallique servant de cible aux tris du laser. Pour chaque souche, on fait 2 spots pour réduire le risque d'erreur.

-On dépose 2µL de matrice (alpha-cyano-4-hydroxycinnamic acid dissous dans 500 mL/L acetonitrile, et 25 mL/L tri-fluoroacetic acid) sur chaque spot.

-On laisse sécher sous la haute pendant 15 minutes pour permettre sa Co-cristallisation avec l'échantillon bactérien.

NB: la souche *E.coli* ATCC 8739 est utilisée comme souche de référence.

- **Insertion de la cible et lancement du MALDI TOF**

-La cible était ensuite introduite dans l'appareillage (Biomérieux, Firenze, Italy) et exposée sous vide, au tri du laser.

-Remplir la fiche du logiciel MALDI Biotyper Automation Control.

-Lancer le spectromètre de masse.

- **Interprétation des résultats de l'analyse spectrométrique**

MALDI-TOF identifie les micro-organismes en utilisant le logiciel Biotyper 2.0. La spectrométrie de masse permet de mesurer une unique empreinte moléculaire d'un organisme, plus précisément, le logiciel Biotyper MALDI-TOF mesure les protéines très abondantes qui se trouvent dans tous les micro-organismes

Les motifs caractéristiques de ces protéines très abondantes sont utilisés pour identifier d'une manière fiable et précise un micro-organisme particulier, en faisant correspondre le modèle respectif à une base de données étendue ouverte, pour déterminer l'identité du micro-organisme jusqu'au niveau d'espèce. L'identification est correcte lorsque la valeur du score identifiée par le MALDI-TOF est ≥ 1.9 .

4.2.6.3.7. Méthodes d'analyse statistique

Les tests statistiques employés ont été réalisés à l'aide de Microsoft Excel 2007.

Les résultats ont été analysés en utilisant le test de comparaison Ki-deux avec un risque α fixé à 5%.

La différence est considérée significative si la probabilité (p) est inférieure au risque α ($p < 0.05$).

4.3. Résultats

4.3.1. Flore buccale totale

Sur les 200 prélèvements buccaux effectués dans notre étude, 505 bactéries (Gram positif et Gram négatif) appartenant aux 12 familles différentes ont été isolées (Tableau 4.1)

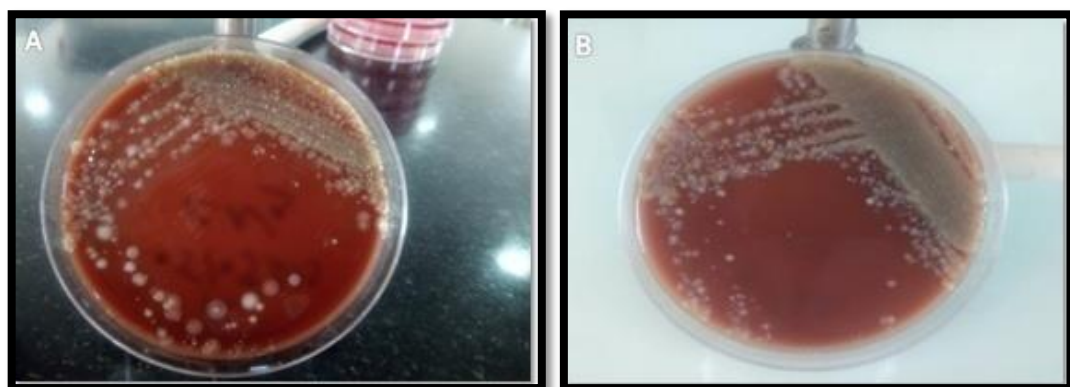


Figure 4.7: Flore buccale totale sur gélose au sang cuit (chocolat)

(A) Chat;(B): Chien (Phot. Personnelle)

Tableau 4.1: Flore buccale totale isolée à partir de 200 prélèvements buccaux (chien, chat)

Bactéries isolées Famille /espèce	Total		Chat		Chien	
	No	%	No	%	No	%
Total des isolats	509	100	273	100	236	100
<u>Bactéries à Gram positif</u>	270	53.04	145	53.11	125	52.96
<i>Staphylococcaceae</i>						
CoNS	91	17,9	45	16,5	46	19,5
CoPS	62	12.2	28	10,3	34	14,4
<i>Micrococcaceae</i>						
<i>Micrococcus</i> spp.	18	3,5	12	4.4	6	2,5
<i>Streptococcaceae</i>						
<i>Streptococcus</i> spp.	34	6,7	23	8,4	11	4,7
<i>Clostridiaceae</i>						
<i>Sarcina</i> spp.	7	1,4	4	1,5	3	1,3
<i>Corynebacteriaceae</i>						
<i>Corynebacterium</i> spp.	31	6,1	19	7,0	12	5,1
<i>Bacillaceae</i>						
<i>Bacillus</i> spp.	12	2,4	5	1,8	7	3,0
Autres bacilles à Gram positif	15	2.9	9	3.3	6	2.5
<u>Bactéries à Gram négatif</u>	239	46.95	128	46.88	111	47.03
<i>Neisseriaceae</i>						
<i>Neisseria</i> spp.	3	0.6	2	0,7	1	0,4
<i>Moraxellaceae</i>						
<i>Acinetobacter baumannii</i>	6	1.2	5	1,8	1	0,4

<i>Moraxella</i> spp.	12	2,4	9	3,3	3	1,3
<i>Pasteurellaceae</i>						
<i>P. multocida</i>	21	4.1	11	4,0	10	4,2
<i>P. pneumotropica</i>	21	4,1	4	1,5	17	7,2
<i>P. sp.</i>	9	1,8	5	1,8	4	1,7
<i>Manhemia haemolytica</i>	1	0,2	1	0,4	-	-
<i>Haemophilus influenza</i>	2	0,4	1	0,4	1	0,4
<i>Enterobacteriaceae</i>						
<i>E.coli</i>	27	5,3	16	5,9	11	4,7
<i>Klebsiela oxytoca</i>	7	1,4	7	2,6	0	0,0
<i>Proteus mirabilis</i>	56	11,0	27	9,9	29	12,3
<i>Enterobacter cloaceae</i>	4	0,8	3	1,1	1	0,4
<i>Enterobacter Kobei</i>	1	0,2	-	-	1	0,4
<i>Enterobacter sakazaki</i>	2	0,4	2	0,7	-	-
<i>Pseudomonaceae</i>						
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	4	0,8	2	0,7	2	0,8
<i>Aeromonadaceae</i>						
<i>Aeromonas hydrophilae</i>	4	0,8	-	-	4	1,7
Autres BGNNF	59	11.6	33	12.1	26	11

Clés: **CoPS**: *Staphylococcus* à coagulase positive, **CoNS**: *Staphylococcus* à coagulase négative, **BGNNF**: Bacilles à Gram négatif non fermentatives

La prédominance des bactéries à Gram positif est d'emblée évidente chez les deux espèces animales (53.11% chez le chat et 52.96% chez le chien) contre 46.88% et 47.03% des Gram négatif chez le chat et le chien respectivement. (Figure 4.8).

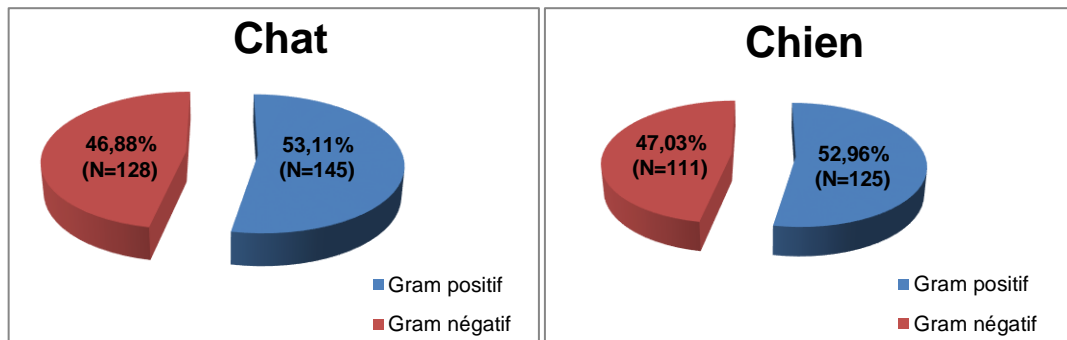


Figure 4.8: Répartition des bactéries isolées selon l'affinité tinctoriale (Gram)

4.3.2. Flore buccale opportuniste ou potentiellement pathogène

Sur les 200 animaux errants (100 chats et 100 chiens) inclus dans notre étude, 185 (92.5%) portaient des bactéries opportunistes et/ ou potentiellement pathogènes pour l'homme dans leurs cavités buccales. (Tableau 4.2)

Tableau 4.2: Prévalence des chats et des chiens porteurs des bactéries opportunistes et/ou pathogènes dans leurs cavités buccales

Fréquence	Total		Chat		Chien	
	No.	%	No.	%	No.	%
Prélèvements buccaux	200	-	100	-	100	-
Porteurs des bactéries pathogènes	185	92.5	93	93	92	92
Bactéries pathogènes isolées	374	-	200	-	174	-

Sur 185 animaux porteurs de germes pathogènes, 374 bactéries ont été isolées (200 et 174 chez le chat et le chien respectivement).

Le tableau 4.3 ci-dessous représente les différentes bactéries isolées ainsi que leurs fréquences.

Tableau 4.3: répartition des différentes bactéries pathogènes isolées à partir de 185 prélèvements buccaux.

Bactéries pathogènes isolées Famille / espèce	Total		Chat		Chien	
	No.	%	No.	%	No.	%
Total	374	-	200	-	174	-
Gram positif	139	37.17	75	37.5	64	36.78
Staphylococcaceae						
CoPS	62	16.58	28	14	34	19.54
Streptococcaceae						
<i>Streptococcus</i> spp.	34	9.09	23	11.5	11	6.32
Corynebacteriaceae						
<i>Corynebacterium</i> spp.	31	8.29	19	9.5	12	6.9
Bacillaceae						
<i>Bacillus</i> spp.	12	3.21	5	2.5	7	4.02
Gram négatif	235	62.83	125	62.5	110	63.22
Neisseriaceae						
<i>Neisseria</i> spp.	3	0.8	2	1	1	0.57
Pasteurellaceae						
<i>P. multocida</i>	21	5.61	11	5.5	10	5.75
<i>P. pneumotropica</i>	21	5.61	4	2	17	9.77
<i>P. sp.</i>	9	2.41	5	2.5	4	2.3
<i>Haemophilus influenza</i>	2	0.53	1	0.5	1	0.57
Moraxellaceae						
<i>Moraxella</i> spp.	12	3.21	9	4.5	3	1.72
<i>Acinetobacter baumannii</i>	6	1.6	5	2.5	1	0.57
Enterobacteriaceae						
<i>E.coli</i>	27	7.22	16	8	11	6.32
<i>Klebsiella oxytoca</i>	7	1.87	7	3.5	-	-
<i>Proteus mirabilis</i>	56	14.97	27	13.5	29	16.67
<i>Enterobacter cloacae</i>	4	1.07	3	1.5	1	0.57
Pseudomonaceae						
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	4	1,07	2	1	2	1.15
Aeromonadaceae						
<i>Aeromonas hydrophila</i>	4	1.07	-	-	4	2.30
Autres BGNNF	59	15.78	33	16.5	26	14.94

CoPS : coagulase positive *Staphylococcus*; **BGNNF**: bacillus à Gram négatif non fermentatives

Les bactéries à Gram négatif sont dominantes (62.83%,235/374) par rapport les bactéries à Gram positif (37.17% ,139/374) (Figure 4.9)

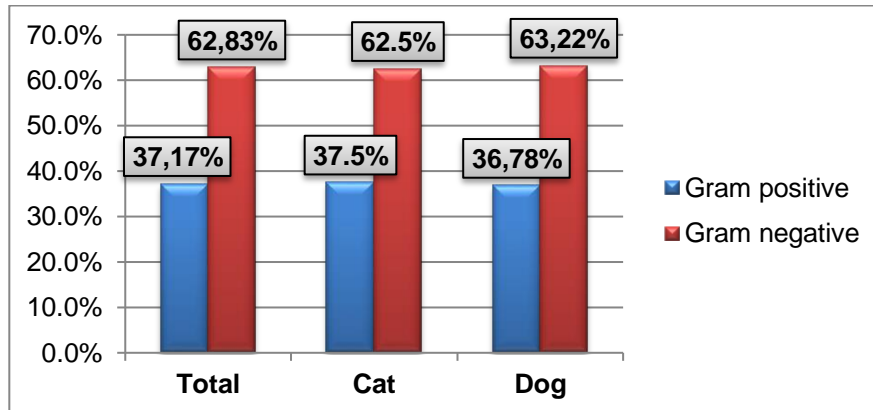


Figure 4.9: Répartition des bactéries pathogènes isolées selon l'affinité tinctoriale (Gram)

Parmi les 185 animaux porteurs des bactéries pathogènes, 83 (44.86%) portaient une seule bactérie, 51 portaient deux bactéries (27.56%), et 51 portaient minimum 3 bactéries (27.56%). (Tableau 4.4) (Figure 4.10)

Le nombre moyen des bactéries pathogènes présentes chez le même animal est de 2.15 (6 Max-1Min) chez le chat et de 1.89 (8 Max-1 Min) chez le chien.

Tableau 4.4: distribution des animaux en fonction du nombre des bactéries pathogènes isolées de leurs cavités buccales

Bacteria pathogène/animal	Total		Chat		Chien	
	No	%	No	%	No	%
	185	-	93	-	92	-
1 bactérie	83	44.86	39	41.93	44	47.82
2 bactéries	51	27.56	22	23.65	29	31.52
3 bactéries	30	16.21	19	20.43	11	11.95
4 bactéries	13	7.027	8	8.6	5	5.43
5 bactéries	3	1.62	2	2.15	1	1.08
6 bactéries	4	2.16	3	3.22	1	1.08
8 bactéries	1	0.54	-	-	1	1.08
Moyenne	4.02		2.15		1.89	

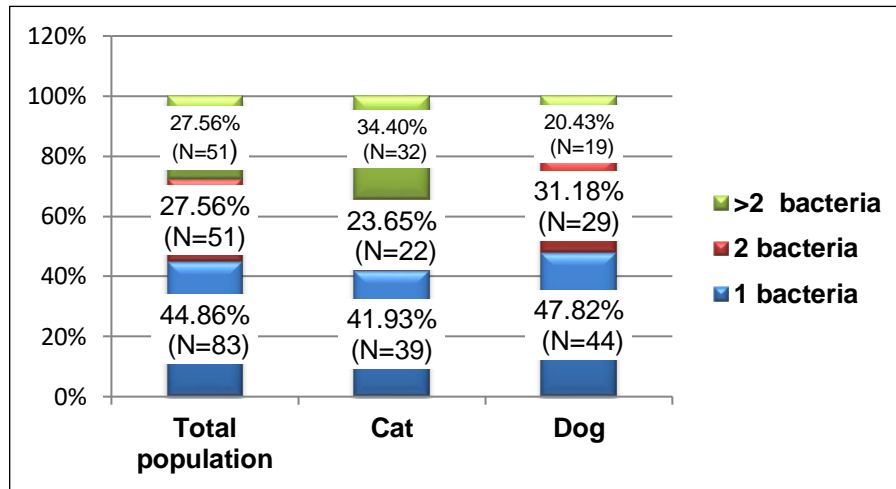


Figure 4.10: distribution des animaux en fonction du nombre des bactéries pathogènes isolées de leurs cavités buccales

4.3.2.1. Les bactéries à Gram positif

L'analyse de la répartition des principaux genres bactériens rencontrés permet de souligner la fréquence élevée de *Staphylococcus* (16.58%,62/374), suivi par *Streptococcus* (9.09%,34/374), *Corynebacterium* (8.29% ,31/374) et *Bacillus* (3.21%,12/374).

Les staphylocoques à coagulase positive ont été identifiés par la méthode de Maldi-TOF MS. Les résultats sont représentés dans le tableau 4.5 ci-dessous

Tableau 4.5 : les différentes espèces de CoPS isolées à partir de 185 prélèvements buccaux.

Nombre d'isolats	Total		Chat		Chien	
	No	%	No	%	No	100
Espèce	62	100	28	100	34	100
<i>S.xylosus</i>	28	45.16	12	42.85	16	47.05
<i>S. epidermidis</i>	1	1.61	1	3.57	-	-
<i>S. pseudointermedius</i>	6	9.67	1	3.57	5	14.70
<i>S.pseudointermedius/delphini/intermedius</i>	3	4.83	1	3.57	2	5.88
<i>S. sciuri</i>	6	9.67	5	17.85	1	2.94
<i>S. simulans</i>	11	17.74	5	17.85	6	17.64
<i>S. capitis</i>	2	3.22	-	-	2	5.88
<i>S. cohnii sp cohnii</i>	1	1.61	-	-	1	2.94
<i>S. intermedius</i>	2	3.22	1	3.57	1	2.94
Non identifiée	2	3.22	2	7.14	-	-

S.xylosus est l'espèce de *Staphylococcus* la plus dominante chez les deux espèces animales (45.16%), suivie par *S.simulans* (17.74%).

S.sciuri est isolée avec une grande fréquence chez le chat (17.85%) par rapport le chien (2.94%), alors que *S.pseudointermedius* est surtout isolée chez le chien (14.70%). (Figure 4.11)

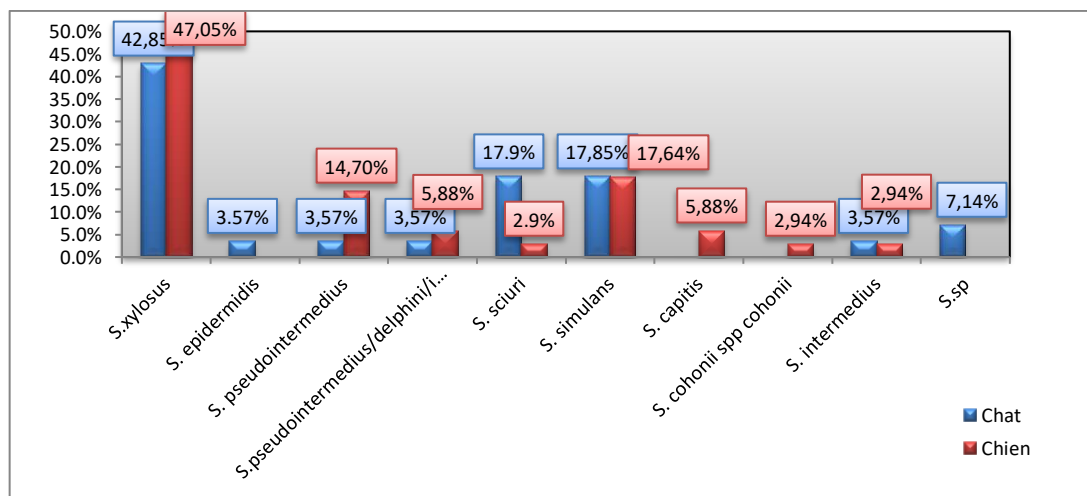


Figure 4.11: les différentes espèces de *Staphylococcus* à coagulase positive isolées à partir de 185 écouvillons buccaux

4.3.2.2. Les bactéries à Gram négatif

Les bactéries à Gram négatif représentent 62.5% des isollements chez le chat et 63.22% chez le chien. Elles sont représentées essentiellement par les entérobactéries (25.13%,94/374), les bacilles à Gram négative non fermentatives (15.77%,59/374), et les pasteurelles (13.63%,51/374).

P.mirabilis est l'espèce la plus dominante des entérobactéries (14.97%,56/374), suivie par *E. coli* (7.22%,27/374). *Klebsiela oxytoca* a été isolée seulement chez le chat (1.87%,7/200), tandis que le chien était le seul porteur d'*A.hydrophilae* (2.3%,4/174). D'autres bactéries à Gram négatif ont été moins fréquemment rencontrées. Il s'agit de *Moraxella* spp. (3.20%,12/374), *Acinetobacter baumannii* (1.60%,6/374), *P.aeruginosa*, *A.hydrophilae* (1.07%,4/374 pour chacune), *H. influenza* (0.53%,2/374), et *Neisseria* spp. (0.80%,3/374).

4.3.2.2.1. Prévalence des bactéries du genre *Pasteurella*

Sur l'ensemble de 200 animaux errants inclus dans notre étude, 44 ont été porteurs de *Pasteurella* dans leurs cavités buccales. (Tableau 4.6)

Le taux de portage chez le chat (17%) est plus faible que celui du chien (27%) (Figure 4.12)

Tableau 4.6 : prévalence des bactéries du genre *Pasteurella* dans la cavité buccale des chats et des chiens

Animaux	Total		Chat		Chien	
	No.	%	No.	%	No.	%
Nombre de prélèvements buccaux	200	100	100	100	100	100
Nombre des porteurs positifs	44	22	17	17	27	27
Prevalence	0.22	22	0.17	17%	0.27	27%
Nombre des isolats	51	100	20	100	31	100
<i>P.multocida</i>	21	41.17	11	55	10	32.25
<i>P. pneumotropica</i>	21	21.56	4	20	17	54.83
<i>P. sp</i>	9	9.8	5	25	4	12.9

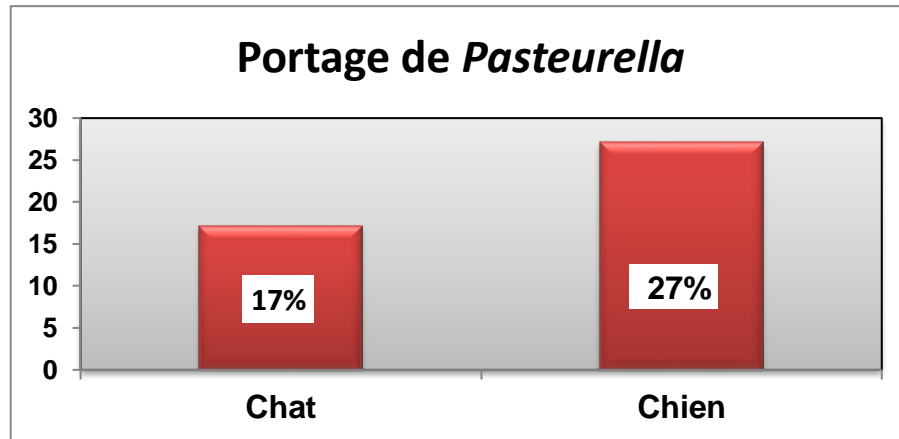


Figure 4.12: Taux du portage buccal des pasteurelles chez le chat et le chien

Les différentes espèces de *Pasteurella* isolées sont réparties dans le tableau précédent (Tableau 4.6) et représentées graphiquement par la figure 4.13.

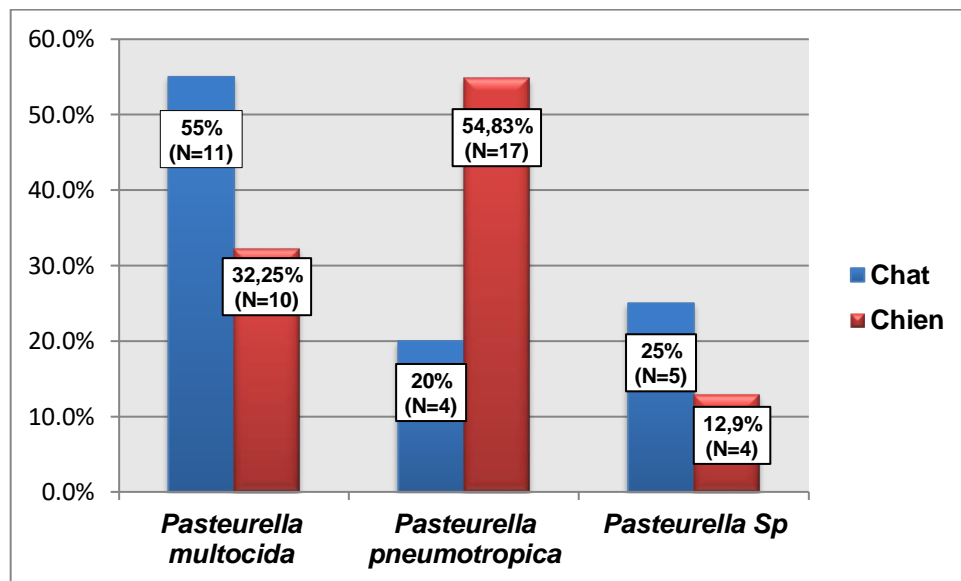


Figure 4.13 : Taux d'isolement des espèces de *Pasteurella* à partir des prélèvements buccaux des chiens et des chats

P.multocida est l'espèce prédominante chez le chat (11/20,55% des pasteurelles isolées), alors que chez le chien l'espèce dominante est *P.pneumotropica* (17/31,54.83%).

Les résultats du tableau 4.7 ci-dessous, montrent qu'un seul animal peut être porteur de plusieurs espèces de *Pasteurella*; 38 animaux portent une seule espèce, 5 ont deux espèces, et un seul animal est révélé porteur de 3 espèces différentes.

Tableau 4.7: distribution des espèces de *Pasteurella* dans la cavité buccale des chats et des chiens

Espèces	Total		Chat		Chien	
	No	%	No	%	No	%
Animaux porteurs de <i>P. spp.</i>	44	-	17	-	27	-
1 espèce	38	86.36	15	88.23	23	85.18
<i>P. pneumotropica</i>	16	36.36	3	17,65	13	48,15
<i>P. multocida</i>	16	36.36	9	52,94	7	25,93
<i>P.sp</i>	6	13.64	3	17,65	3	11,11
2 espèces	5	11.36	1	5.88	4	14.81
<i>P. multocida</i> + <i>P. sp</i>	1	2.27	1	5.88	-	-
<i>P.multocida</i> + <i>P.pneumotropica</i>	3	6.82	-	-	3	11.11
<i>P.sp</i> + <i>P.pneumotropica</i>	1	2.27	-	-	1	3.70
3 espèces	1	2.27	1	5.88	-	-
<i>P.multocida</i> + <i>P.sp</i> + <i>P.pneumotropica</i>	1	2.27	1	5.88	-	-

4.3.2.2.2..Sensibilité des souches de *Pasteurella* isolées aux antibiotiques

Sur 26 souches de *Pasteurella* identifiées, nous avons effectué des antibiogrammes, et les résultats obtenus sont représentés dans le tableau 4.8.

Tableau 4.8: sensibilité des souches de *Pasteurella* isolées aux antibiotiques

Souches	Total (n=26)		Chat (n=9)		Chien (n=17)	
	R (%)	S (%)	R (%)	S (%)	R (%)	S (%)
P	3 (11.53)	23 (88.47)	1 (11.11)	8 (88.89)	2 (11.76)	15 (88.24)
AM	2 (7.69)	24 (92.31)	1 (11.11)	8 (95.0)	1 (5.88)	16 (94.12)
E	4 (15.38)	22 (84.62)	2 (22.22)	7 (77.78)	2 (11.76)	15 (88.24)
TE	1 (3.84)	25 (96.16)	-	9 (100)	1 (5.88)	16 (94.12)
AMC	1 (3.84)	25 (96.16)	0 (0.0)	9 (100)	1 (5.88)	16 (94.12)

P: pénicilline; **AM:** ampicilline, **E:** érythromycine, **TE:** tétracycline, **AMC:** amoxicilline+acide clavulanique

La sensibilité à la pénicilline a été observée chez la majorité des souches (88.47%).

L'amoxicilline-acide clavulanique et les tétracyclines restent actives sur la totalité (100%) des souches felines et sur la majorité des souches canines (16/17, 94.12%).

Vis-à-vis l'érythromycine, 77.78% des souches felines et 88.24% des souches canines ont été sensibles.

Une souche canine et une autre féline ont présenté une bi et une multi-résistance respectivement. (Tableau 4.9)

Tableau 4.9: modèles de résistance des souches de *Pasteurella* aux antibiotiques

Antibiotique	Total	<i>P. multocida</i>		<i>P. pneumotropica</i>		<i>P. sp</i>	
		Chien (%)	Chat (%)	Chien (%)	Chat (%)	Chien (%)	Chat (%)
No. Isolats	26	5	6	11	1	1	2
S^{ble} (%)	18 (69.23)	3 (60%)	4 (66.66)	7 (63.63)	1 (100)	1 (100)	2 (100)
Tétracycline	1 (3.84)	1 (20%)	-	-	-	-	-
AMC	1	-	-	1 (9.09)	-	-	-
Erythromycine	3	1 (20%)	1 (16.66)	1 (9.09)	-	-	-
Pénicilline	1	-	-	1 (9.09)	-	-	-
Pen-Amp	1	-	-	1 (9.09)	-	-	-
Pen –Amp-Ery	1	-	1 (16.66)	-	-	-	-

4.4. Discussion

4.4.1. Les limites de l'étude

4.4.1.1. Échantillonnage

La population canine et féline n'étant pas connue, nous avons opté pour un échantillon «tout venant». Ce qui signifie qu'il n'est pas représentatif de l'ensemble de la population animale de la région, du fait qu'il n'est pas aléatoire et qu'il ne repose sur aucun tirage au sort parmi les animaux arrivant à la fourrière canine d'Alger. Le seul critère d'inclusion à l'étude est que l'animal était apparemment sain quel que soit son âge, son sexe, et sa race.

Cependant, ce manque de représentativité, ne nous a pas empêchés d'atteindre notre objectif principal qui est d'estimer la prévalence de certaines bactéries pathogènes présentes dans la cavité buccale des carnivores domestiques.

. 4.4.1.2. Prélèvement

Les prélèvements ont été réalisés dans des bonnes conditions. La contention des animaux vivants de la fourrière canine a été faite par les agents en utilisant les pinces de capture, ce qui a facilité la réalisation de l'écouvillonnage buccale. Certains prélèvements ont été réalisés sur des cadavres, juste après euthanasie (1 à 2 minutes).

La technique de l'écouvillonnage a été retenue en raison de sa facilité d'exécution, d'un transport aisé et de sa fiabilité [121]. En pratique, cette technique de prélèvement demeure la plus utilisée, puisqu'elle permet de garder les bactéries conventionnelles présentes dans l'échantillon [122].

La même méthode a été utilisée par d'autres auteurs (MUNIZ *et al.*(2013); FERREIRA *et al.*(2016); HARIHARAN *et al.*(2011)) [2][87][123] pour la recherche des différentes espèces bactériennes de la flore buccale, les écouvillons ont été placés dans un milieu de transport (Amies) afin d'assurer la viabilité des bactéries sensibles.

La fragilité de certaines bactéries sensibles à la dessiccation et aux variations de température comme *Pasteurella* spp. *Moraxella* spp. et *Neisseria* spp. impose un acheminement rapide au laboratoire et un ensemencement immédiat sur milieu de culture [121].

Ces bactéries ont une durée de vie courte pendant un stockage ou un transport à basse température (+4°C), c'est pourquoi un milieu de transport liquide ou gélosé est nécessaire pour l'acheminement: milieu de Stuart (glycérophosphate de sodium, chlorure de calcium, et acide mercaptoacétique) ou milieu d'Amies (thioglycolate de sodium, tampon phosphate et sels de chlorure) utilisés dans les écouvillons portagerm[®]

Ce dernier permet de préserver la multiplication ultérieure de la majorité des bactéries (aérobies et anaérobies) [121].

L'étude comparative réalisée par DUCLOS et ses collaborateurs en 1986 [124] entre des écouvillons conservés à +4°C en chambre humide (0.5 cm³ d'eau physiologique au fond du tube) et d'autres placés sur Portagerm ® conservés à température ambiante a révélé que ces derniers ont été plus riches en bactéries (quantitativement plus que qualitativement).

L'absence de ce milieu de transport (Portagerm ®) sur le marché algérien et son non utilisation dans notre protocole de prélèvement peut expliquer le faible taux de certaines bactéries (*Pasteurella*, *Neisseria*, *Moraxella*) isolées à partir des écouvillons.

4.4.1.3. Techniques d'analyse (milieux de culture et méthodes d'identification)

4.4.1.3.1. Milieux de culture

Lorsqu'il s'agit d'un prélèvement polymicrobien, il est toujours préférable d'utiliser plusieurs milieux sélectifs pour faciliter l'isolement [121].

Nous avons utilisé un milieu sélectif pour les entérobactéries (Hektoen), et un autre pour les staphylocoques (Chapman), alors que la gélose au sang cuit nous a permis d'isoler l'ensemble de la flore buccale.

Il est aussi bien connu qu'à l'isolement, les milieux enrichis au sang, à l'extrait globulaire, à l'ascite permettent une meilleure croissance que les milieux ordinaires [125]. Cependant, lors de mélange d'espèces, la culture sur gélose au sang cuit favorise les espèces à croissance rapide au détriment de celles à croissance lente, ce qui est souvent le cas des principaux pathogènes.

Les mêmes remarques sont signalées par AGHABABIAN *et al* [126], GOLDSTEIN *et al* [127] en précisant que la présence de certaines bactéries difficiles à isoler comme *P.multocida* a été reconnue facilement sur des milieux sélectifs (gélose au sang+antibiotiques) tandis que sur gélose au sang, elle a été généralement masquée par d'autres bactéries.

Il est préférable pour les enquêtes ultérieures, d'utiliser des milieux sélectifs pour la recherche des bactéries à Gram négatif.

4.4.1.3.2. Identification

Cette étude reflète la difficulté de mettre en évidence toute la flore buccale puisque plusieurs espèces bactériennes vivant dans la cavité buccale ne peuvent pas être isolées par les techniques classiques de culture [23],[35],[41],[51].

De nouvelles techniques comme l'analyse de la séquence nucléotidique du gène de la sous unité 16 S des ARN ribosomiaux ont permis d'identifier de nouvelles bactéries incultivables. Ces bactéries représentent environ 50% de la totalité de la population bactérienne [23].

La biologie moléculaire, plus particulièrement le séquençage est une technique très coûteuse qui nécessite des laboratoires de recherche spécialisés. L'ensemble de ce travail a été financé à titre privé dont le budget reste modeste. C'est en connaissance de ces limites que des échantillons ont été conservés pour d'éventuelles analyses ultérieures.

Les bactéries anaérobies ont été aussi exclus de notre étude car leur incubation nécessite des sacs spéciaux générateurs d'anaérobiose (Genbox anaer, Biomérieux) non disponibles sur le marché algérien.

En outre, compte tenu du nombre important des espèces bactériennes isolées, qu'il ne nous a pas été possible de réaliser une étude approfondie de tous ces groupes par les techniques plus précises proposées par le Bergey's Manual of Systematic Bacteriology.

Les méthodes d'identification conventionnelles fondées sur des critères subjectifs présentent des limites; une identification basée exclusivement sur le phénotype bactérien peut mener à un résultat erroné [49]

Certaines bactéries rares (*P.dagmatis*, *P.canis*, *N.weavery*, *B.zooheicum*....) ne sont pas répertoriées dans les bases de données des systèmes commercialisés et par conséquent, les techniques d'identification conventionnelles ne permettront pas de les identifier [49].

L'observation des différentes colonies est sujette au biais «biais opérateur». C'est le bactériologiste qui choisit de pousser les investigations sur telle ou telle colonie, d'où un facteur humain important dans les résultats obtenus. Souvent, travailler sur les colonies les plus nombreuses signifie travailler sur des germes d'altération [126].

Il faudra s'intéresser donc à la flore secondaire pour mettre en évidence les germes pathogènes.

4.4.1.4. Flore buccale opportuniste ou pathogène des chiens et des chats

Certaines bactéries présentes naturellement dans la cavité buccale des chiens et des chats sont considérées comme des agents zoonotiques opportunistes ou potentiellement pathogènes [2],[4],[7],[8],[9]. Elles peuvent être à l'origine des infections sévères chez l'homme lors de morsure [2],[12],[13],[61],[77],[88],[94].

Sur l'ensemble de 200 animaux inclus dans notre étude ,185 soit 92.5% portaient des bactéries opportunistes et/ ou potentiellement pathogènes pour l'homme dans leurs cavités buccales. Le nombre moyen des bactéries portées par le même animal est de 4,02 (Min 1, Max 8).

Au total 374 souches ont été isolées, réparties sur 15 genres différents. De ce fait, presque les mêmes genres bactériens étaient présents dans la flore buccale des deux espèces animales (chat et chien) à l'exception des genres *Klebsiella* et *Aeromonas* retrouvés seulement chez le chat et le chien respectivement.

Des études antérieures [23],[35],[36],[38] et d'autres récentes [7],24],[34],de la flore buccale des chiens et des chats ont isolé certaines espèces retrouvées également dans notre étude de point de vue qualitatif: *CoPS*, *Streptococcus* spp., *Corynebacterium* spp., *Bacillus* spp., *P. multocida*, *P. pneumotropica*, *E. coli*, *Proteus* spp., *K. oxytoca*, *Enterobacter cloacae*, *Moraxella* spp., *Neisseria* spp., *Aéromonas hydrophila*.

La grande variabilité individuelle dans la composition de la flore buccale rend difficile une estimation précise de la fréquence des différents germes. On peut néanmoins mettre en avant la constance de certaines bactéries :

CoPS, *Streptococcus* spp, *Pasteurella* spp., entérobactéries, *Moraxella* spp., *Neisseria* spp.

4.4.1.4.1. Les bactéries à Gram positif

Parmi les bactéries à Gram positif isolées dans notre étude, le genre *Staphylococcus* a été isolé avec la plus grande fréquence (16.58%) chez les deux espèces animales, suivi par le genre *Streptococcus* (9.09%).

Une étude récente menée par WHYTE *et al* (2017) [34] en Espagne sur la flore buccale des chats errants, souligne la haute fréquence des streptocoques (23.5%) et des staphylocoques (17.6%). Une autre étude réalisée par POLKOWSKA *et al* (2018) [128] en Pologne sur les prélèvements gingivaux de 56 chiens a noté un taux de portage élevé des streptocoques (43.24%) et un taux très faible des staphylocoques (5.40%).

Selon certains auteurs, dont WHYTE *et al* [34], STURGEON *et al* [35] et ISAIHAH *et al* [36], ces deux genres bactériens sont considérés comme des colonisateurs naturels de la bouche de plusieurs animaux, chats et chiens inclus, cependant, la distribution des espèces au sein de la cavité buccale varie en fonction du site du prélèvement; les streptocoques sont retrouvés en grand nombre sur les dents et les sites sous gingivaux, alors que les staphylocoques sont surtout réparties sur les muqueuses et dans la salive. Ceci pourra donc expliquer la différence des fréquences observée entre les études.

L'identification des staphylocoques à coagulase positive par la technique de MALDI TOF a révélé la présence de 9 espèces différentes dont *S.xylosus* est l'espèce la plus dominante (45.16%).

Ces données corroborent avec celles de MUNIZ *et al* (2013) [2] qui ont trouvé un taux de fréquence (50.9%) proche du notre (42.85%) chez les chats.

Les taux enregistrés par HARIHARAN *et al* (2011) [123] et KASPAR *et al* (2018) [130] chez le chien étaient plus faibles (6.6% et 23.1% respectivement)

D'après MUNIZ *et al* (2013) [2], ROSSI *et al* (2017) [8], cette espèce bactérienne est très réponde chez les chiens et les chats en bonne santé.

S.aureus et *S.pseudointermedius* sont considérées comme les deux espèces de *Staphylococcus* à coagulase positive les plus pathogènes [130]

Aucun prélèvement dans notre étude n'a révélé la présence de *S.aureus*, alors que *S.pseudointermedius* a été isolée avec une fréquence élevée chez le chien (14.70%).

MUNIZ *et al* (2013) [2] et Rossi *et al* (2017)[8] n'ont isolé aucun *S.pseudointermedius* chez le chat, alors qu'ils ont enregistré chez le même animal un faible taux de *S.aureus* (4.7% et 2.66% respectivement).

KASPAR *et al* (2018)[130], ont noté un taux de portage de *S.aureus* de 4.68% chez les chiens et de 5.33% chez les chats.

Dans la même étude *S.pseudointermedius* a été isolé seulement chez le chien avec une fréquence de 23.1%.

D'après MISIC *et.al* (2015)[131] la présence de *S.aureus* est facultatif chez les chiens, alors que d'autres Staphylocoques à coagulase positive (particulièrement *S.pseudointermedius*) sont très répondues chez cet animal.

En outre, HARVEY *et al* [132] rapportaient que le milieu de vie affecte la colonisation par *S.pseudointermedius*. Les chiens provenant d'un environnement avec plusieurs congénères ont des taux de portage de *S.pseudointermeius* significativement plus élevés que ceux vivant dans des foyers avec un seul chien.

BIEROWIEC *et al* (2016) [133] ont observé au cours de leur étude, un taux de portage de *S.aureus* significativement élevé chez les chats de compagnie. En effet, le taux de portage chez les chats errants était plus faible.

S.aureus est un germe commensal habituel de la peau et des muqueuses nasales de l'homme[130][133]. Ce dernier peut transférer le germe à son animal de compagnie via un contact rapproché (caresse, embrassade, léchage de la peau) et être à l'origine de sa colonisation qui secondairement peut constituer une source de réinfestation [134],[135]

Les animaux inclus dans notre étude sont des animaux errants qui ne sont pas en contact étroit avec l'homme. Ceci pourra expliquer l'absence de *S.aureus* dans nos résultats.

Les staphylocoques à coagulase positive comme *S.pseudointermedius*, *S.intermedius* et *S.aureus* sont des germes pyogènes par excellence.[136] Ils font partie des principaux agents de pyodermites, d'infections de plaies et d'abcès d'infections osseuses (ostéomyélite, arthrite), ainsi que de nombreux cas d'endocardites [136][137].

4.4.1.4.2. Les bactéries à Gram négatif

Une flore buccale très variée a été isolée que ce soit chez le chien ou chez le chat avec une prédominance des bactéries à Gram négatif chez les deux espèces animales (62.5% chez le chat et 63.22% chez le chien).

D'après LAU *et al* (2016) [12] et ABBA *et al* (2017) [138] les complications des morsures sont dues principalement à des bactéries à Gram négatif comme *Pasteurella*, *Moraxella*, *Neisseria* et entérobactéries.

Il est bien connu que la pathogénicité des bactéries à Gram négatif est liée à leur capacité de produire des endotoxines suite à l'autolyse du germe dans la circulation sanguine, ce qui pourra être à l'origine d'une forte réponse inflammatoire systémique [139]

Dans les cas les plus sévères, la production massive d'endotoxines associée à un fort inoculum bactérien peut entraîner une coagulation intravasculaire disséminée, un choc septique, et la mort (*C.canimorsus*, *P. multocida*) [95],[96],[105],[129].

Un nombre important des bactéries à Gram négatif dans la cavité buccale des animaux pourra donc représenter un risque élevé pour l'homme lors de morsure.

✓ **Les entérobactéries**

Les entérobactéries ont été les bactéries à Gram négatif les plus fréquemment isolées dans notre étude.

Les membres de cette famille comme *E.coli* et *P. mirabilis* sont des hôtes commensaux du tractus gastro-intestinal de l'homme et de nombreux animaux [138],[140] Ces bactéries habitent également l'oropharynx des carnivores domestiques. [61],[140],[141]

Au cours de notre étude, nous avons enregistré un taux de portage d'*E.coli* de 8% chez le chat et 6.32% chez le chien.

Nos résultats sont conformes à ceux signalés par HARIHARAN *et al* (2011)[123] (6.52%, chat) et ALMANSA *et al* (2018)[39] (6.12%, chien)

P.mirabilis a été isolée avec une fréquence de 13.5% chez le chat et 16.67% chez le chien.Les taux d'isolement notés par HARIHARAN *et al* (2011)[123] (4.34%, chat) *et* ALMANSA *et al* (2018)[39] (2.04%, chien) ont été plus faibles.

Ces bactéries font partie de la flore intestinale normale de l'homme et de nombreux animaux et sont aussi ubiquistes dans l'environnement.Elles se retrouvent aussi dans le sol et l'eau polluée [140]

E.coli et *P.mirabilis* sont souvent mis en cause dans les infections des voies urinaires nosocomiales chez l'homme et peuvent entraîner des cystites. Elles sont aussi été signalées dans les cas de septicémies et d'infections des plaies. [138]

✓ *Pasteurella*

Selon certains auteurs, dont HARIHARAN *et al* (2011) [123], STURGEON *et al* (2013)[35], STURGEON *et al* (2014) [23] les espèces du genre *Pasteurella* représentent les bactéries prépondérantes de la flore buccale normale des chats et des chiens.

Au cours de notre étude, la présence de *Pasteurella* a été mise en évidence dans 17 prélèvements buccaux sur 100 prélèvements analysés chez les chats et 27 prélèvements buccaux sur 100 prélèvements analysés chez les chiens, soit un taux d'isolement de 10% chez les chats et 17.81% chez les chiens.

En comparant nos résultats avec les résultats des autres auteurs on trouve que notre taux d'isolement chez le chien (17.81%) était cohérent avec celui enregistré par ALMANSA *et al* (2018) [39] au sud africain (18.36%) et différent de celui observé par AWOYOMI *et al* (2014) [142] qui ont noté une très faible fréquence (1.9%) au Niger (n=62).

Plusieurs études antérieures (ART (1984)[143]; HUBBERT (1970)[144]; ARENBJERG (1978) [145]) ont noté un taux de portage nettement supérieur (60%) à celui observé dans notre étude (27%).

Chez le chat, nous avons obtenu un taux d'isolement de 10%. Ce chiffre est proche de celui enregistré par MAGAJI *et al* (2008)[146] au Niger (9.8%) et WHYTE *et al* [34] en Espagne (11.8%).

La faible fréquence d'isolement de *Pasteurella* dans notre étude peut être attribuée à la fragilité de ces bactéries rendant leur isolement difficile à partir de toute une flore bactérienne diverse, aux techniques de prélèvement (pas de milieu de transport) et d'isolement (pas de milieu sélectif) utilisés.

D'après plusieurs auteurs ESTERRE *et al* (1981)[147];ARENBJERG *et al* (1978)[145]; OUDAR *et al* (1972)[148] eT MARAKI *et al* (2018)[10] le chat est le principal porteur de *Pasteurella* (jusqu'à 90%).

Nos résultats infirment cette constatation; le taux de portage observé chez le chien (27%) est supérieur à celui observé chez le chat (17%).

Ceci peut être lié à plusieurs facteurs dont l'âge, le sexe, la race, le régime alimentaire et les conditions de vie [34],[36].les variations saisonnières peuvent aussi influencer sur le portage des pasteurelles [22],[34] ,du même que le site du prélèvement, la santé buccale et la localisation géographique [22],[34],[36]

Une distribution différente des espèces de *Pasteurella* chez le chat et le chien a été observée: *P.multocida* est l'espèce prédominante chez le chat (11/20,55% des pasteurelles isolées), alors que chez le chien l'espèce dominante est *P.pneumotropica* (17/31,54.83%).

L'analyse statistique (test de Chi-deux) n'a pas mis en évidence une différence significative entre le chat et le chien dans le portage de *P.multocida*. (p=0.817) .Cependant, une différence significative a été observée entre les deux espèces animales dans le portage de *P.pneumotropica* (**p=0.002**).

P.multocida fait partie de la flore buccale normale et du pharynx des chiens et des chats.[79] Les chats ont le taux de portage oropharyngé le plus élevé de *P.multocida* (50-90%) [10][79][149], suivi par les chiens (50-66%) [10][87]

Selon GARNIER *et al* [149], *P.multocida* représente 65% des isollements d'origine féline et domine nettement parmi les autres espèces de *Pasteurella*, fréquemment associées chez le chat.

P.pneumotropica est la principale espèce du genre *Pasteurella* retrouvée chez les rongeurs et les animaux de laboratoire [150].L'isolement de cette espèce bactérienne à partir de la cavité buccale et du rhinopharynx d'autres animaux dont les chiens a été également rapporté [151]

La détermination des caractères biochimiques des souches décrites comme *P.pneumotropica* a permis la séparation de cette espèce en trois biotypes différents nommés Jawetz, Heyl et Henriksen.Les deux premiers biotypes (Jawetz et Heyl) sont spécifiques aux rongeurs, alors que le biotype Henriksen qui a été reclassé ultérieurement comme *P.dagmatis* est fréquemment isolé chez les chiens et les chats [151].

Les données de base fournies par les systèmes d'identification commercialisés API20NE utilisés dans cette étude pour l'identification des pasteurelles ne permettent pas l'identification des espèces de ce genre autre que *P.multocida* et *P.pneumotropica*.

Par conséquent, *P.dagmatis*, *P.stomatis* et *P.canis* peuvent être identifiées par erreur comme *P.multocida* ou *P.pneumotropica* [151]

La surinfection des plaies de morsures chez l'homme par *P.pneumotropica* a été déjà décrite en littérature [150]

4.4.1.5. Sensibilité des souches de *Pasteurella* isolées aux antibiotiques

La littérature rapporte que les espèces du genre *Pasteurella* sont sensibles à la majorité des antibiotiques [87],[152], dont la pénicilline, l'ampicilline et l'amoxicilline-clavulanate qui sont les antibiotiques de choix pour les pasteurelloses d'inoculation chez l'homme [11],[88], [153] .En cas d'allergie aux pénicillines ,l'usage des tétracyclines est recommandé [11].

Nos résultats obtenus chez le chat viennent confirmer cette constatation, toutes les souches sont sensibles à l'amoxicilline-clavulanate et aux tétracyclines.

La résistance vis-à-vis la pénicilline et l'ampicilline à été observée dans 33.33% et 16.66% des cas respectivement.

Dans une étude récente, réalisée par UJVARI *et al.* [88], toutes les souches de *Pasteurella* isolées chez le chat étaient sensibles à l'ampicilline et aux tétracyclines.

Une autre étude réalisée par FERRIRA *et al.* [87] au Brésil sur la sensibilité des pasteurelles isolées à partir de la gencive et l'oropharynx des chiens et des chats aux antibiotiques a montré une faible résistance à la pénicilline (7.3%), une faible résistance à l'érythromycine (21.27%) et une sensibilité totale aux tétracyclines.

Dans notre étude, 6 (35.29%) souches de *Pasteurella* parmi 17 isolées chez le chien ont montré une résistance au moins à une molécule d'antibiotique.

Dans une étude réalisée dans le cadre du programme BfT-Germ Vet en Allemagne, les 72 souches de *P. multocida* isolées à partir des voies respiratoires des chiens étaient sensibles à tous les antibiotiques testés (ampicilline, pénicilline, érythromycine, tétracycline)[154].

La résistance de *Pasteurella* spp. aux bêta-lactamines est déjà décrite en littérature. Cependant, la résistance aux tétracyclines n'est jamais décrite chez l'homme et chez les carnivores domestiques [154].

Intéressamment nous avons trouvé une souche résistante aux tétracyclines chez le chien.

Plusieurs gènes de résistance aux tétracyclines plasmidiques ou transposables ont été décrits chez les espèces du genre *Pasteurella*. Ce qui facilite les transferts horizontaux non seulement entre les bactéries du genre mais aussi avec d'autres bactéries à Gram négatif ou même à Gram positif.[154]

Récemment la résistance de *P. multocida* aux macrolides (particulièrement l'érythromycine) a été émergée [88]. Il y a pas une description de cette résistance chez les animaux de compagnie [88], cependant, une faible sensibilité à l'érythromycine est commune chez *Pasteurella* spp. d'origine canine ou féline [152].

En outre, le transfert des gènes de résistance entre les différentes espèces bactériennes de la flore buccale, ainsi qu'entre ces bactéries et celles de l'environnement a été déjà rapporté [8].

4.5 Conclusion

Les résultats de cette étude montrent que les chiens et les chats errants en Algérie sont des porteurs asymptomatiques de plusieurs espèces bactériennes zoonotiques pathogènes dans leurs cavités buccales .Ce qui représente un risque élevé pour l'homme mordu par ces animaux.

Staphylococcus, *Streptococcus* et *Pasteurella* sont les principaux genres identifiés.

Une résistance des souches de *Pasteurella* aux pénicillines et aux tétracyclines à été enregistrée chez le chien.Ce dernier est retrouvé porteur de cette bacterie plus que le chat.

CHAPITRE 5: ÉTUDE II: ÉTUDE CLINIQUE ET BACTERIOLOGIQUE DES PLAIES HUMAINES APRÈS MORSURES ANIMALES (CHIEN, CHAT)

5.1. Introduction

Environ 3-18% des morsures de chien et 20-80% des morsures de chat occasionnent des infections bactériennes locales chez l'homme [13], [61],[62].

Dans certains cas, l'infection peut se généraliser et induire des complications pour lesquels le pronostic vital est en jeu, en particulier chez les immunodéprimés [4],[6].

Les germes mis en cause appartiennent soit à la flore buccale de l'animal mordeur ou bien à la flore cutanée de la personne mordue [11],[13],[58].

C'est pourquoi, une antibiothérapie adéquate et rapidement mise en œuvre qui devait tenir compte de cette bactériologie très particulière est indispensable.

Les objectifs de cette présente étude sont les suivants:

1. Isoler et identifier les bactéries qui contaminent les plaies lors de morsures.
2. Déterminer l'efficacité des premiers soins locaux dans la réduction de la charge bactérienne des plaies contaminées.
3. Déterminer la fréquence de surinfection des plaies de morsures, ainsi que les bactéries en cause et leur sensibilité aux antibiotiques.
4. Déterminer les facteurs de risque de l'infection des plaies de morsures.
5. Proposer les moyens de prévention contre les surinfections des plaies

5.2. Matériel et méthodes

5.2.1. Éthique

Le protocole d'étude a été approuvé par le comité éthique et le comité de décision (appendice F) de l'hôpital des maladies infectieuses «El-hadi Flissi (El-Kettar) »

Les patients ont été informés des objectifs de l'étude et ont donné leur accord pour le prélèvement.

L'hôpital d'El-Kettar a été choisi du fait qu'il englobe le service de prévention antirabique le plus fonctionnel dans la région ciblée dans notre étude (Alger). Il assure une garde 24 heures sur 24 heures et 7 jours sur 7 jours, doté et placé sous le contrôle technique du service d'épidémiologie et de médecine préventive (SEMEP).

5.2.2. Période d'étude

Notre étude s'est déroulée durant la période allant du mois de Mai 2018 jusqu'au mois de juillet 2019 à des périodes discontinues.

5.2.3. Population d'étude

Il s'agit d'une étude prospective, inoculant dans la période d'étude 81 patients ayant présenté au niveau des services d'urgence de l'hôpital El-Kettar dans le cadre d'une consultation après morsure par un animal (chien, chat). Les malades déjà traités par antibiothérapie ont été exclus.

5.2.4. Prélèvement

5.2.4.1. Matériel

- Gants Latex;
- Blouse;
- Ecouillons stériles;
- Sérum physiologique ;
- Fiche de renseignements;

5.2.4.2. Site et technique de prélèvement

Au cours de notre étude, nous avons pratiqué des prélèvements sur des plaies systématiques et autres surinfectées consécutives aux morsures animales (chat-chien). Les prélèvements systématiques ont été réalisés en deux temps différents: avant et après désinfection de la plaie. Cette dernière est assurée par un savonnage soigneux (savon Marseille+eau de javel) suivi d'un rinçage abondant avec du sérum physiologique.

L'application d'une solution antiseptique (eau oxygénée-Bétadine) est très rare. (Appendice G)

Chaque prélèvement a été associé à une fiche de renseignements cliniques (appendice H). Cette fiche collecte les informations suivantes: Nom, âge et sexe du malade, l'animal mordeur (chien, chat), l'heure de la blessure, la nature et la localisation de la plaie, les signes cliniques observés et l'antibiothérapie prescrite.

5.2.5. Analyse bactériologique

5.2.5.1. Laboratoire

Les échantillons ont étéensemencés sur place au niveau du laboratoire du P.U (pavillon des urgences) de l'hôpital qui se trouve dans le même bloc de pavillon des urgences, alors que l'identification et l'étude de la sensibilité aux antibiotiques se sont déroulées au niveau de l'unité de microbiologie du laboratoire d'analyses médicales Professeur Tarzaali (Biogroupe, Bougara-Blida).

5.2.5.2. Matériel

Tout le matériel utilisé dans le laboratoire est mentionné en appendice (D).

5.2.5.3. Culture bactériologique

Chaque écouvillon a étéensemencé sur gélose au sang cuit et incubé à 37°C pendant 24h-48h dans une atmosphère enrichie de 5% à 10% de CO₂.L'écouvillon est placé par la suite dans un bouillon cœur-cerveau (BHIB).

Après l'incubation, et à partir du bouillon d'enrichissement, le même milieu a étéensemencé si la culture dans la boîte d'origine était négative.

5.2.5.4. Isolement, purification, et identification

Le Protocol est le même que celui expliqué dans le chapitre précédent.

5.2.5.5. Test de sensibilité des isolats aux antibiotiques

L'étude de la sensibilité aux antibiotiques a été réalisée par la méthode de diffusion sur milieu gélosé Muller-Hinton selon les normes et les recommandations du comité de l'antibiogramme de la société française de la microbiologie (CASFM, 2010). (Voir chapitre 4)

5.2.6. Méthodes d'analyse statistique

L'analyse statistique a été effectuée par les tests suivants:

Test ki-deux d'homogénéité, test exact de Fisher et test de student pour échantillons appariés, régression logistique pour la recherche des facteurs de risque.

Nous avons utilisé Excel 2007 (Microsoft) et R version 3.5.1 et version 1.1.383 avec un risque α fixé à 5%.

La différence est considérée significative si la probabilité (p) est inférieure au risque α ($p < 0.05$).

5.2.7. Résultats

5.2.7.1. Démographie

5.2.7.1.1. Répartition des cas de morsures en fonction de l'animal mordeur

Parmi les 81 patients ayant consulté au service des urgences de l'hôpital des maladies infectieuses El-Hadi-Flissi (El-Kettar) observés pendant la période d'étude, 51 (63%) ont eu des morsures causées par des chiens et 30 (37%) par des chats (Figure 5.1).

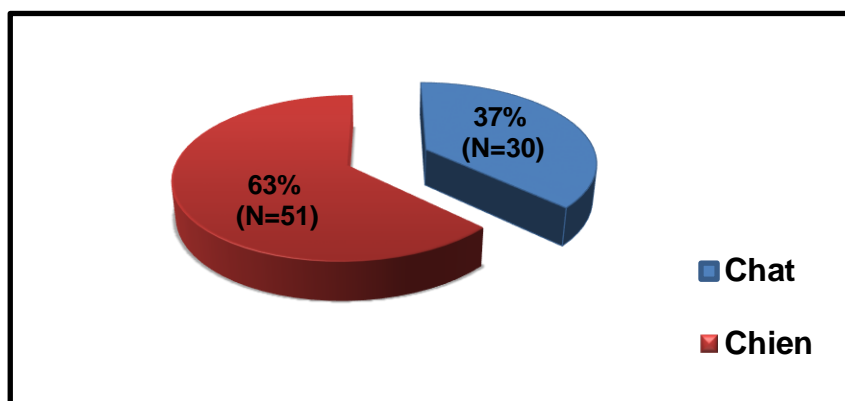


Figure 5.1: répartition des patients en fonction de l'animal mordeur

Tableau 5.1: distribution des morsures en fonction de l'animal responsable

Animal mordeur	Total		Chat		Chien	
	No.	%	No.	%	No.	%
Nombre de cas	81	-	30	-	51	-
<u>Animal de compagnie</u>	33	40.74	14	46.66	19	37.25
à domicile	19	23.45	10	33.33	9	17.64
à propriétaire	14	17.28	4	13.33	10	19.6
<u>Errant</u>	48	59.25	16	53.33	32	62.74

Nous constatons dans le tableau numéro 5.1 ci-dessus, que la majorité des plaies analysées est due aux animaux errants (48/81 cas, 59.25%), alors que les animaux de compagnie sont incriminés dans 40.74% (33/81 cas) de ces blessures.

Les chiens errants sont responsables de la majorité des morsures canines (32/51 cas, 62.74%), et une petite proportion est infligée par des chiens de compagnie (19/51 cas, 37.25%)

Concernant les morsures félines, une moitié d'eux est due aux chats errants (16/30 cas, 53.33%), alors que l'autre moitié est causée par les chats de compagnie (14/30 cas, 46.66%). (Figure 5.2)

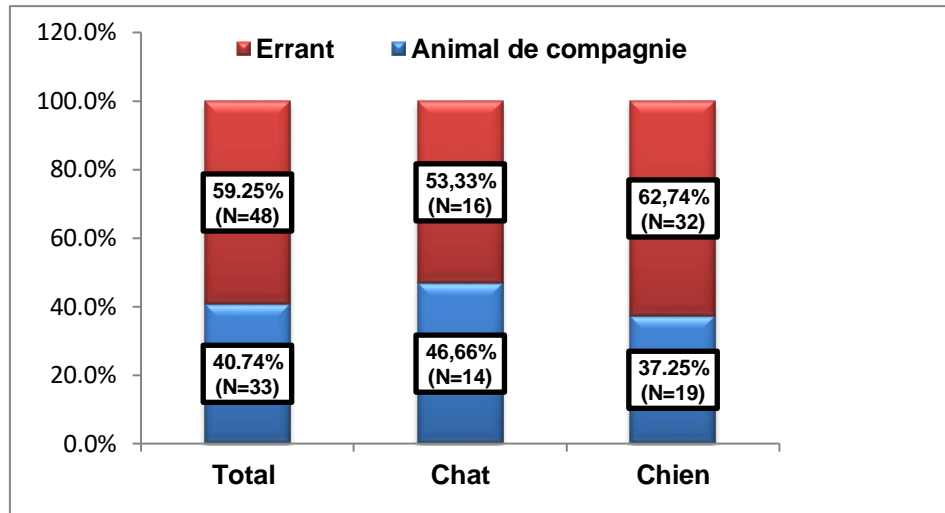


Figure 5.2: répartition des morsures en fonction de la catégorie de l'animal mordeur

5.2.7.1.2. Répartition des cas de morsures en fonction de l'âge de la victime

Les tranches d'âge proposées étaient: 0-5 ans, 6-10 ans, puis tous les 10 ans jusqu'à 60 ans, puis >60 ans.

Tableau 5.2: répartition des patients inclus dans l'étude par groupe d'âge

Tranches d'âge	Nombre de cas de morsures	
	No	%
[0-5]	6	7.40
[6-10]	12	14.81
[11-20]	12	14.81
[21-30]	13	16.04
[31-40]	13	16.04
[41-50]	9	11.11
[51-60]	6	7.40
>60	10	12.34
Total	81	100

L'âge moyen des patients inclus dans l'étude est de 31.33 ans. Avec des âges extrêmes entre 3 et 86 ans.

5.2.7.1.3. Répartition des cas de morsures en fonction du sexe de la victime

Parmi les 81 patients mordus inclus dans notre étude, 18 appartiennent au sexe féminin et 63 au sexe masculin. (Figure 5.3)

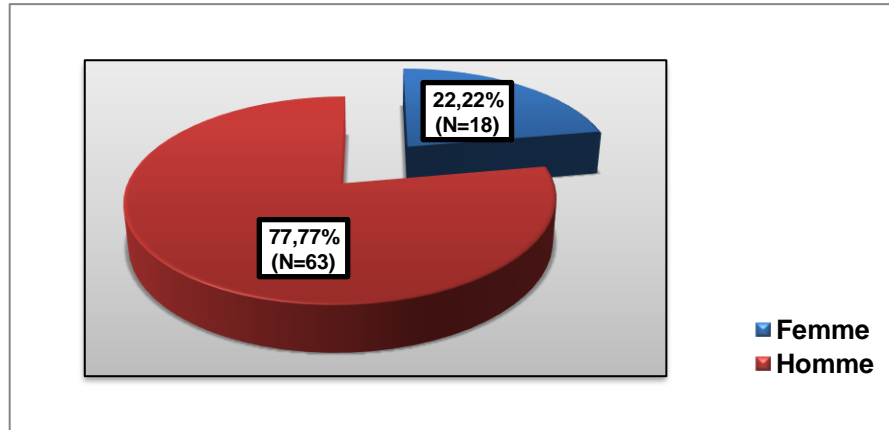


Figure 5.3: répartition des patients inclus dans l'étude par sexe

5.2.7.2. Caractéristiques de la plaie

5.2.7.2.1. Type de la lésion

La majorité des personnes incluses dans l'étude présentait une plaie superficielle (50/81,61.72%) ,23 (28.39%) avaient une plaie profonde, et dans 18.51% (15/81) des cas la lésion était multiple.

Les plaies punctiformes ont été toutes dues au chat (8/81,9.87%). (Tableau 5.3)

Tableau 5.3: répartition des lésions selon leur nature

Animal mordeur	Total		Chat		Chien	
	No.	%	No.	%	No.	%
Type de lésion	81	-	30	-	51	-
punctiforme	8	9.87	8	26.66	-	-
profonde	16	19.75	1	3.33	15	29.41
profonde multiple	7	8.64	-	-	7	13.72
superficielle	42	51.85	20	66.66	22	43.13
superficielle multiple	8	9.87	1	3.33	7	13.72

Les résultats sont aussi représentés graphiquement dans la figure 5.4

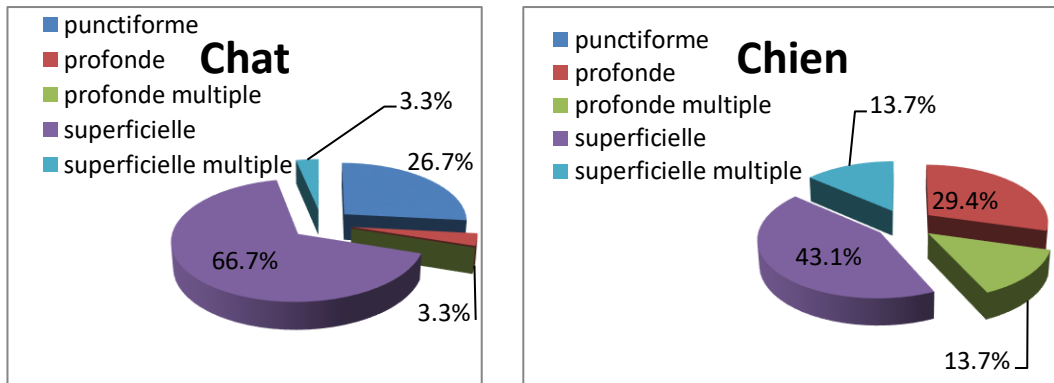


Figure 5.4: répartition des lésions selon leur nature

5.2.7.2.2. Siège de la lésion

Chez 81 personnes mordues, 93 prélèvements de plaies ont été récoltés, dont la majorité (44/93,47.31%) était localisée au niveau des membres inférieurs (la cheville pour les morsures de chat et la jambe pour les morsures de chien), suivis par les membres supérieures (principalement les mains) (34/93,36.55%).

Les résultats sont présentés sous forme d'un tableau (tableau 5.4) et d'un graph (figure 5.5)

Tableau 5.4: répartition des morsures en fonction de la localisation de la plaie

Animal mordeur	Total		Chat		Chien	
Siège de la plaie	No.	%	No.	%	No.	%
	93	-	30	-	63	-
Visage	6	6.45	1	3.33	5	7.93
Joue	5	5.37	1	3.33	4	6.34
Lèvres	1	1.07	-	-	1	1.58
Corps	7	7.52	1	3.33	6	9.52
Cou	1	1.07	1	3.33	-	-
Thorax	2	2.15	-	-	2	3.17
Dos	3	3.22	-	-	3	4.76
Ventre	1	1.07	-	-	1	1.58
Membres supérieurs	34	36.55	15	50	19	30.15
Bras	3	3.22	-	-	3	4.76
Avant Bras	4	4.30	2	6.66	2	3.17
Main	27	29.03	13	43.33	14	22.22
Membres inférieurs	44	47.31	13	43.33	31	49.20
Cuisse	9	9.67	1	3.33	8	12.69
Jambe	21	22.58	3	10	18	28.57
Mollet	2	2.15	-	-	2	3.17
Cheville	12	12.90	9	30	3	4.76
Organes génitaux	2	2.15	-	-	2	3.17

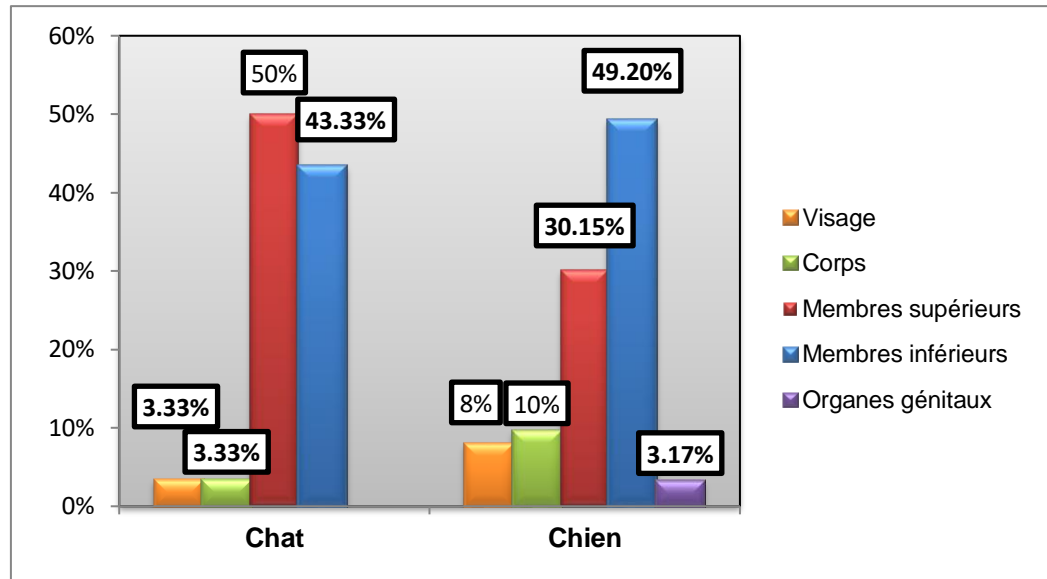


Figure 5. 5: répartition des morsures selon le siège de la plaie

5.2.7.2.3. Fréquence des signes cliniques

Parmi les 81 patients inclus dans notre étude, 66 (81.48%) n'ont présenté aucun signe clinique au moment de la première visite, alors que 15 (18.51%) avaient déjà une complication dès la première consultation. (Figure 5.6)

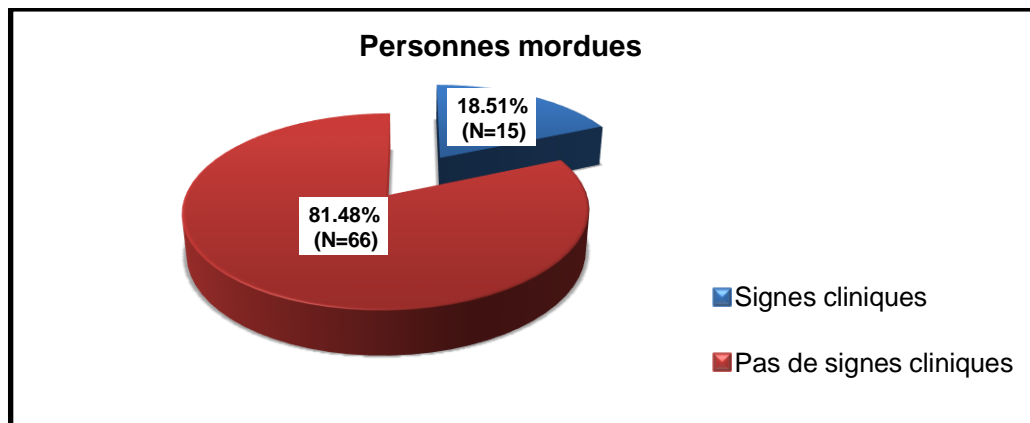


Figure 5.6: Fréquence des signes cliniques au moment de la première consultation

L'œdème et la douleur représentaient les signes cliniques les plus observés (plus de 60% des cas), suivis par les suppurations (6/15 cas ,40%).

Les résultats sont représentés dans le tableau 5.5 et le graph 5.7 ci-dessous

Tableau 5.5: Les différents signes cliniques observés dans les cas de complications (N=15)

Signes cliniques	Fréquence	
	No	%
Fièvre	4	26.66
Douleur	9	60
Suppuration	6	40
Œdème	10	66.66
Cellulite	3	20

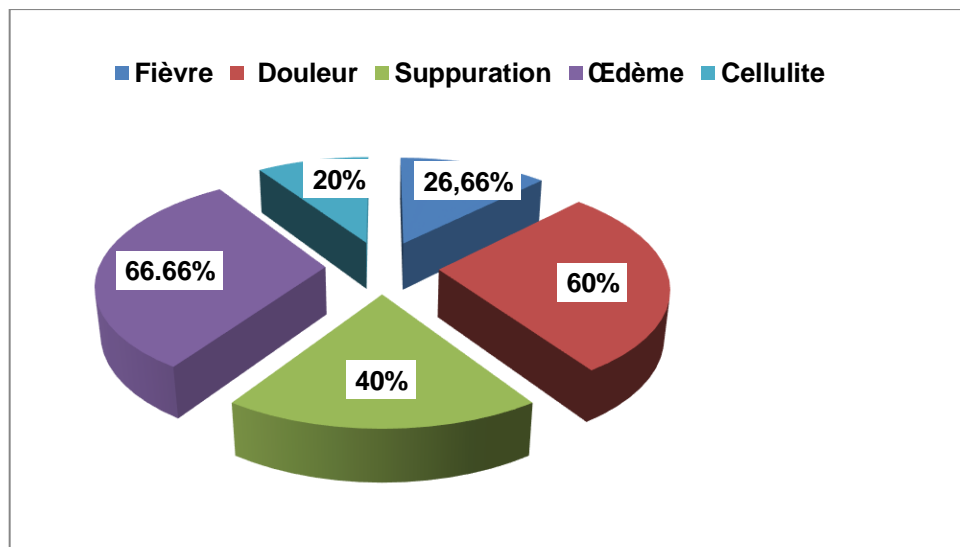


Figure 5.7 : Les différents signes cliniques observés dans les cas de complications (N=15)

5.2.7.3. Antibiothérapie curative et préventive

Les résultats du tableau 5.6 ci-dessous indiquent qu'Augmentin (Amoxicilline-acide clavulanique) est l'antibiotique le plus prescrit par les médecins de l'hôpital El-Kettar dans le traitement curatif (11/15 cas) des plaies surinfectées, ainsi qu'à titre préventif systématiquement après morsure (63/66 cas)

Tableau 5.6: antibiothérapie curative et préventive des plaies de morsures

Nombre de cas Antibiotique prescrit	Traitement curatif		Traitement Préventif	
	No	%	No	%
Amoxicilline	-	-	1	1.51
Augmentin	11	73.33	63	95.45
Céfixime	1	6.66	-	-
Doxycycline	2	13.33	1	1.51
Pénicilline	1	6.66	-	-
Josacine	-	-	1	1.51
Total des cas	15	100	66	100

Les résultats sont aussi présentés sous forme d'un graph (Figure 5.8)

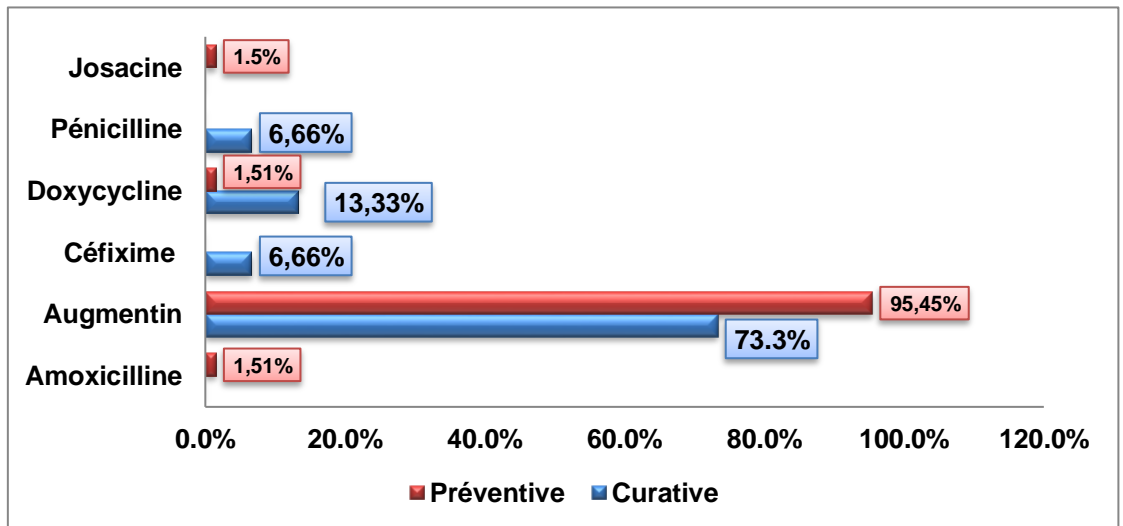


Figure 5.8: antibiothérapie curative et préventive des plaies de morsures

5.2.7.4. Bactériologie des plaies

Dans cette partie, nous allons décrire notre population d'étude en deux catégories: (figure 5.9)

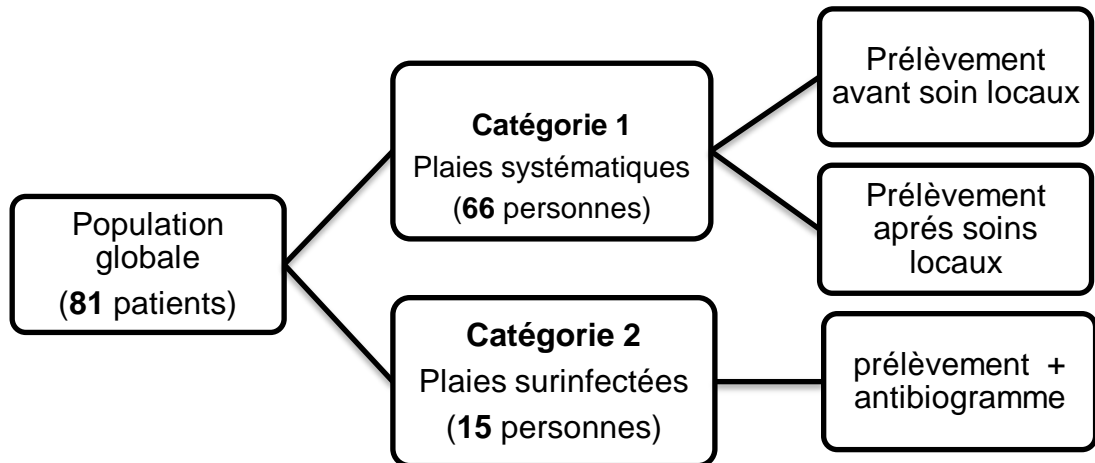


Figure 5.9: Présentation de la population d'étude en fonction des catégories

5.2.7.4.1. Catégorie 1 (plaies de morsures systématiques)

5.2.7.4.1.1. Culture bactériologique

À partir de 66 patients ayant bénéficié de deux prélèvements (un prélèvement avant les soins locaux et un autre juste après), nous avons récolté 78 prélèvements de plaies, dont (37/78, 47.43%) et (27/78, 34.61%) étaient positives à la culture bactériologique avant et après soins locaux respectivement. (Tableau 5.7)

Tableau 5.7: fréquence de contamination bactérienne des plaies systématiques aux morsures animales

	Culture positive (%)	Culture Négative (%)	P value
<u>Population totale (N=78)</u>			
Avant soins locaux	37(47.43%)	41(52.56%)	0.000004
Après soins locaux	27(34.61%)	51(65.38%)	
<u>Morsure de chat (N=23)</u>			
Avant soins locaux	6(26.08%)	17(73.91%)	0.04
Après soins locaux	6(26.08%)	17(73.91%)	
<u>Morsure de chien (N=55)</u>			
Avant soins locaux	31(56.36%)	24(43.63%)	0.00003
Après soins locaux	21(38.18%)	34(61.81%)	

Test statistique: test de student sur échantillons appariés

❖ Hypothèse:

H_0 : les soins locaux ne permettent pas de réduire la charge bactérienne des plaies contaminées

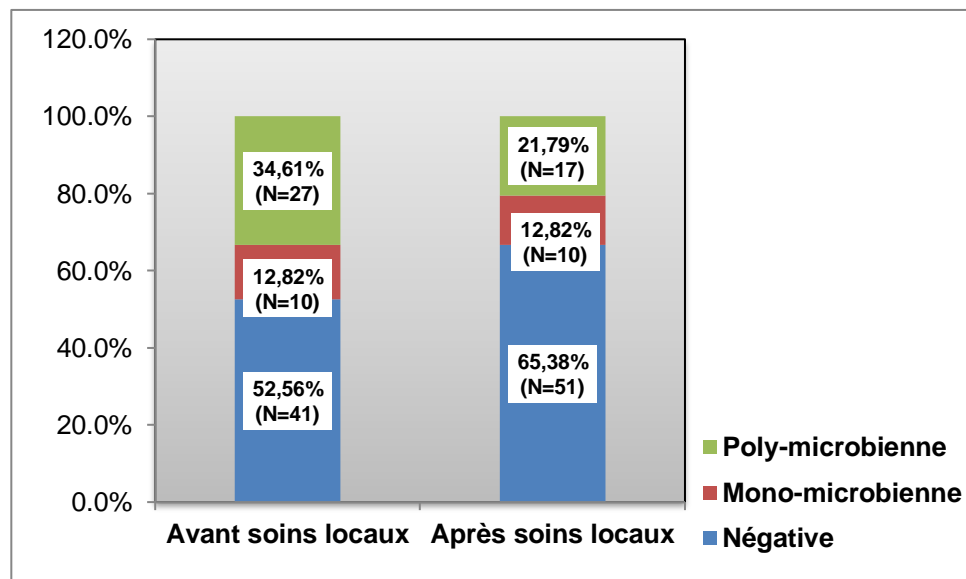
H_1 : les soins locaux permettent de réduire la charge bactérienne des plaies contaminées

La valeur de p (0.000004) est inférieure à 0.05 donc rejet de H_0 . Les soins locaux permettent de réduire la contamination des plaies de morsures.

La culture positive était dans la plupart des cas polymicrobienne (34.61% et 21.79% avant et après soins locaux respectivement). Le nombre de bactéries isolées par plaie est au moyenne 1.97 et 1.74 avant et après soins locaux respectivement. (Tableau 5.8) (Figure 5.10)

Tableau 5.8: nombre de bactéries isolées à partir des plaies de morsure

Culture	Avant soins locaux		Après soins locaux	
	No.	%	No.	%
Négative	41	52.56	51	65.38
Positive	37	47.43	27	34.61
Monomicrobienne	10	12.82	10	12.82
Polymicrobienne	27	34.61	17	21.79
2 bactéries	18	23.07	14	17.94
3 bactéries	9	11.53	3	3.84
Total	78	100	78	100

**Figure 5.10:** fréquence de contamination bactérienne des plaies systématiques aux morsures animales

5.2.7.4.1.2. Flore bactérienne contaminant les plaies de morsures**Tableau 5.9:** différentes bactéries isolées à partir des plaies de morsures avant et après soins locaux

Bactéries isolées	Avant soins locaux		Après soins locaux	
	No.	%	No.	%
Total des isolats	73	-	47	-
Morsures de chat	14	100	10	100
<i>S.epidermidis</i>	4	28.57	2	20
CoPS	5	35.71	4	40
<i>Micrococcus</i> spp.	2	14.28	2	20
<i>Streptococcus</i> alpha- hémolytique	2	14.28	1	10
<i>Corynebacterium</i> spp.	1	7.14	1	10
Morsures de chien	59	100	37	100
CoNS	24	40.67	10	27.02
<i>S.epidermidis</i>	5	8.47	2	5.40
Autres	19	32.20	8	21.62
CoPS	8	13.55	8	21.62
<i>Micrococcus</i> spp.	1	1.69	1	2.70
<i>Streptococcus</i> alpha- hémolytique	4	6.77	4	10.81
<i>Corynebacterium</i> spp.	13	22.03	8	21.62
<i>Moraxella</i> spp.	5	8.47	3	8.10
<i>Neisseria</i> spp.	2	3.38	1	2.70
<i>P.multocida</i>	1	1.69	1	2.70
<i>P.vulgaris</i>	1	1.69	1	2.70

La flore bactérienne contaminant les plaies de morsures a été représentée surtout par les staphylocoques (64.28% après morsure de chat et 54.23% après morsure de chien), dont 31.70% ont une coagulase positive.

Corynebacterium représentait le deuxième genre le plus fréquemment isolé après morsure de chien (22.03%), alors qu'il était isolé avec une faible fréquence suite à la morsure de chat (7.14%).

La fréquence d'isolement du genre *Streptococcus* était plus élevée après morsure féline (14.28%) par rapport à celle canine (6.77%)

Les bactéries à Gram négatif ont été isolées uniquement après morsure de chien avec prédominance du genre *Moraxella* (8.47%)

5.2.7.4.2. Catégorie 2 (Plaies surinfectées)

5.2.7.4.2.1. Culture bactériologique

La culture bactériologique était négative dans la moitié (53.33%) des plaies surinfectées, alors que dans la deuxième moitié (46.66%) la culture était positive. La culture positive était dans la plupart des cas monomicrobienne (4/7 des cas). (Tableau 5.10)(Figure 5.11)

Tableau 5.10 : fréquence de surinfection bactérienne des morsures animales

Culture	Total		Chat		Chien	
	No.	%	No.	%	No.	%
Nombre de cas	15	100	7	100	8	100
Négative	8	53.33	3	42.85	5	62.5
Positive	7	46.66	4	57.14	3	37.5
Monomicrobienne	4	26.66	2	28.57	2	25
Polymicrobienne	3	20	2	28.57	1	12.5

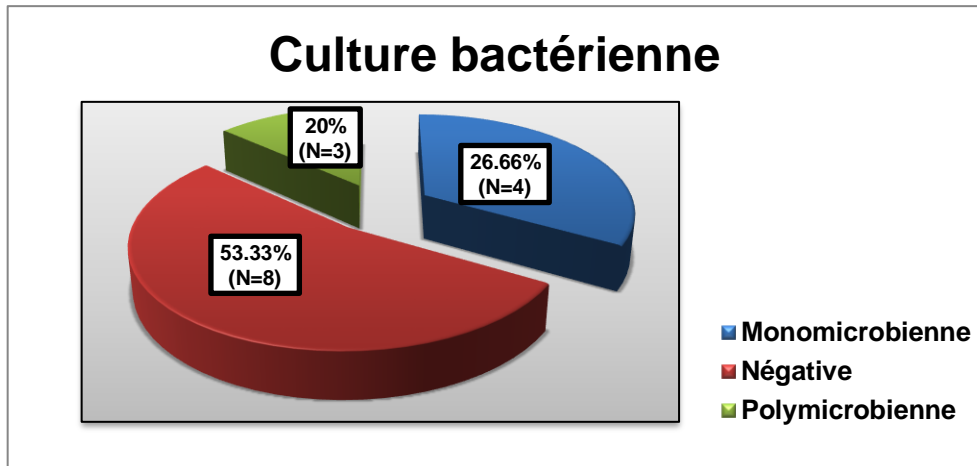


Figure 5.11: fréquence de surinfection bactérienne des morsures animales

5.2.7.4.2.2. Les germes inclus dans la surinfection des plaies

A partir des 15 plaies surinfectées, nous avons isolé 12 bactéries qui appartiennent à 5 genres différents.

Le tableau 5.11 montre les différentes bactéries isolées, ainsi que leurs fréquences.

Tableau 5.11: différentes bactéries isolées à partir des plaies de morsures surinfectées

	Total		Chat		Chien	
	No.	%	No.	%	No.	%
Bactéries isolées	12	-	8	-	4	-
CoPS	4	33.33	2	25	2	50
CoNS	1	8.33	1	12.5	-	-
<i>Sarcina</i> spp.	2	16.66	1	12.5	1	25
<i>P.multocida</i>	2	16.66	2	25	-	-
<i>Moraxella</i> spp.	2	16.66	2	25	-	-
<i>P.mirabilis</i>	1	8.33	-	-	1	25

P.multocida, CoPS et *Moraxella* spp. ont été les bactéries les plus fréquemment isolées à partir des morsures félines (25% pour chaque bactérie). Les morsures canines ont été surtout infectées par les staphylocoques à coagulase positive (50%).

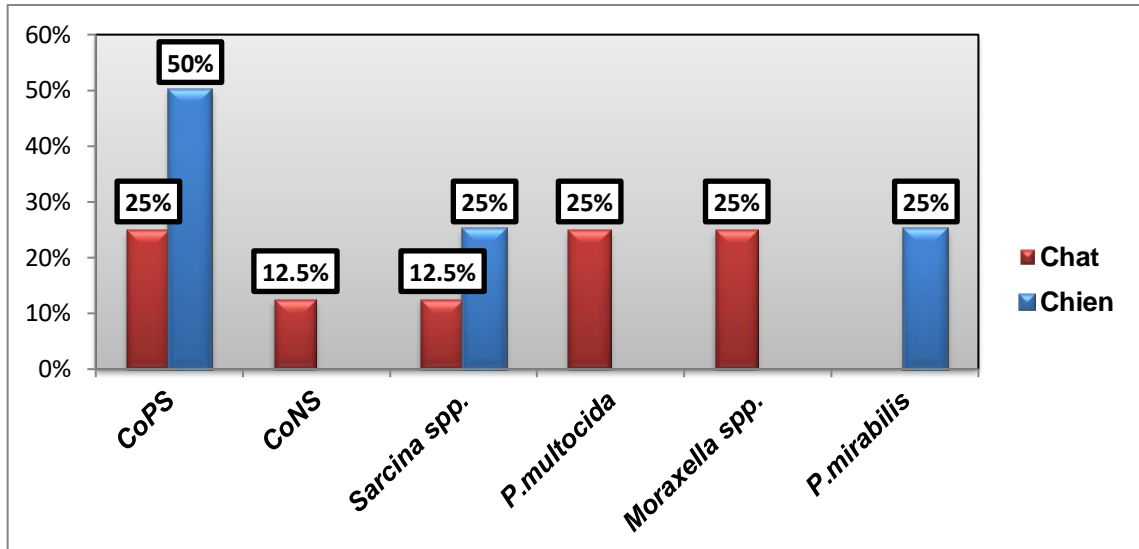


Figure 5.12: les différentes bactéries isolées à partir des plaies surinfectées

Plusieurs bactéries ont été isolées à partir de la même plaie (Tableau 5.12)

Tableau 5.12 : combinaison bactérienne dans la surinfection des plaies

Bactéries	Total	Chat	Chien
CoPS+ <i>Sarcina</i> spp.+ <i>Moraxella</i> spp.+ <i>P.multocida</i>	1	1	-
CoNS+ <i>Moraxella</i> spp.	1	1	-
CoPS + <i>Sarcina</i> spp.	1	-	1
CoPS	2	1	1
<i>P.multocida</i>	1	1	-
<i>P.mirabilis</i>	1	-	1

5.2.7.4.2.3. Facteurs de risque

Tableau 5.13: facteurs de risque de l'infection des plaies de morsures

Facteur de risque	Absence de complication (%)	Présence de complication (%)	P
Sexe			
Femme	12 (66.7)	6 (33.3)	0.067
Homme	54 (85.7)	9 (14.3)	
Age			
[0-10]	17 (94.4)	1 (5.6)	<0.001
[11-20]	10 (83.3)	2 (16.7)	
[21-50]	32 (91.4)	3 (8.6)	
>50	7 (43.8)	9 (56.2)	
Temps			
<6h	59 (95.2)	3 (4.8)	<0.001
6h-18h	5 (55.6)	4 (44.4)	
>18h	2 (20.0)	8 (80.0)	
Animal mordeur			
Chat	23 (76.7)	7 (23.3)	0.392
Chien	43 (84.3)	8 (15.7)	
Localisation			
Tête + cou	4 (80.0)	1 (20.0)	0.421
tronc	2 (66.7)	1 (33.3)	
MB SUP	28 (90.3)	3 (9.7)	
MB INF	27 (73.0)	10 (27.0)	
OG	2 (100.0)	0 (0.0)	
multiple	3 (100.0)	0 (0.0)	
Type de lésion			
Superficielle	47 (94.0)	3 (6.0)	<0.001
Profonde	17 (74.0)	6 (26.0)	
Punctiforme	2 (25.0)	6 (75.0)	

Les résultats d'analyse statistique (régression logistique) ont permis de déterminer trois facteurs de risque pour la complication des plaies de morsures :

-L'âge de la victime:(>50 ans), le type de la plaie (plaies punctiformes), le temps entre la morsure et la prise en charge de la plaie (>6h)

5.2.7.4.2.4. Résultats de l'étude de sensibilité aux antibiotiques

Parmi les 11 souches bactériennes isolées à partir des plaies surinfectées ,10 ont été testées à la sensibilité aux antibiotiques. Les résultats sont représentés dans les tableaux 5.14 et 5.15 ci-dessous

Tableau5.14 : résultats d'antibiogramme des souches isolées

Cas Clinique	Bactérie Isolée	Animal	Antibiotique				
			P	AM	Amx-CI	Ery	Tet
Cas 1	<i>CoPS</i>	Chat	Résistant	Sensible	Résistant	Résistant	Résistant
Cas 1	<i>M. spp.</i>	Chat	Sensible	Sensible	Sensible	Sensible	Sensible
Cas 1	<i>P, multocida</i>	Chat	Résistant	Sensible	Sensible	Résistant	Sensible
Cas 2	<i>CoNS</i>	Chat	Résistant	Résistant	Résistant	Résistant	Sensible
Cas 2	<i>M.spp.</i>	Chat	Sensible	Sensible	Sensible	Sensible	Sensible
Cas 3	<i>CoPS</i>	Chien	Résistant	Résistant	Résistant	Sensible	Sensible
Cas 4	<i>CoPS</i>	Chien	Résistant	Résistant	Résistant	Sensible	Résistant
Cas 7	<i>CoPS</i>	Chat	Sensible	Sensible	Sensible	Sensible	Sensible
Cas 12	<i>P, multocida</i>	Chat	Sensible	Sensible	Sensible	Sensible	Sensible
Cas 15	<i>P, mirabilis</i>	Chien	Résistant	Résistant	Résistant	Résistant	Résistant

P:pénicilline;**AM**: ampicilline;**Amx-CI**: amoxicilline-acide clavulanique;

Ery:érythromycine,**Tet**:tétracycline;**M.spp**:*Moraxella* spp.

Tableau5.15: résistance des souches isolées aux antibiotiques

Resistance	Total	CoPS (N=4)		CoNS (N=1)		M.spp. (N=2)		P.multocida (N=2)		P.mirabilis (N=1)	
		CN (%)	CT (%)	CN (%)	CT (%)	CN (%)	CT (%)	CN (%)	CT (%)	CN (%)	CT (%)
Nombre d'isolats	10 (100%)	2 (100%)	2 (100%)	-	1 (100%)	-	2 (100%)	-	2 (100%)	1 (100%)	-
S ^{ble} (%)	4 (40%)	-	1 (50%)	-	-	-	2 (100%)	-	1 (50%)	-	-
P+E	1 (10%)	-	-	-	-	-	-	-	1 (50%)	-	-
AMC+P+AM+T+E	1 (10%)	-	-	-	-	-	-	-	-	1 (100%)	-
AMC+P+T+E	1 (10%)	-	1 (50%)	-	-	-	-	-	-	-	-
AMC+P+AM+T	1 (10%)	1 (50%)	-	-	-	-	-	-	-	-	-
AMC+P+AM	1 (10%)	1 (50%)	-	-	-	-	-	-	-	-	-
AMC+P+AM+E	1 (10%)	-	-	-	1 (50%)	-	-	-	-	-	-

AMC:amoxicilline-acide clavulanique; **P:**pénicilline; **AM:**ampicilline; **T:**tétracycline; **E:**érythromycine;**CN:**chien;**CT:**chat.

La résistance aux antibiotiques a été surtout observée chez les staphylocoques. Toutes les souches de ce genre étaient multirésistantes, à l'exception d'une seule souche (CoPS) était sensible à tous les antibiotiques testés.

Une seule souche de *P.mirabilis* a été isolée et elle était résistante à tous les antibiotiques testés.

5.2.8. Discussion

5.2.8.1.Les plaies systématiques

5.2.8.1.1. Contamination des plaies et bactéries en cause:

Les prélèvements systématiquement effectués sur 78 plaies consécutives aux morsures animales (66 patients) ont permis d'isoler une flore polymicrobienne dans 34.61% des cas et une flore monomicrobienne dans 12.82% des cas.

La part importante des bactéries fréquentes dans l'écologie buccale des animaux comme *P.multocida*, *Moraxella* spp., *Staphylococcus* spp. et *Neisseria* spp. dans la contamination des plaies après morsure a été prouvée. Cela confirme tout à fait des études antérieures (BULA-RUDAS *et al* (2018)[13] ; KATICA *et al* (2019) [61]; TALAN *et al* (1999) [77] ; BAILIE *et al* (1978) [81]

Dans notre étude, après morsures canines aussi bien que félines, le genre bactérien le plus fréquemment isolé était *Staphylococcus* avec des taux d'isolement de 54.23% et 64.28% respectivement.

POMARES *al* (2016) [155] ont enregistré un résultat proche du notre suite aux morsures de chien (57.14%), alors que le chiffre obtenu suite aux morsures de chat (20%) était nettement inférieur du notre (64.28%).

Les staphylocoques à coagulase positive ont été isolés avec une fréquence plus élevée après morsures de chat (35.71%) par rapport aux morsures de chien (13.55%)

Ce résultat est différent de celui rapporté par POMARES *et al* (2016) [155], qui ont isolé les CoPS dans 35.71% des cas après morsure de chien et seulement dans 6.66% des cas après morsure de chat.

Selon MISIC *et al* (2015)[131] et ROSSI *et al* (2017)[8], les staphylocoques à coagulase positive (*S.aureus*, *S.pseudointermidius*) font partie de la flore normale de la peau humaine plus que la flore oropharyngée des chiens et des chats.

La fréquence d'isolement de ces bactéries dans notre étude peut être le résultat de blessures contaminées par la flore de la peau humaine que par la flore buccale animale.

Nous avons isolé les streptocoques avec une fréquence de 6.77% après morsure canine et 14.28% après morsure féline.

POMARES et al (2016) [155] ont isolé le genre *Streptococcus* seulement après morsure de chien avec une fréquence proche de notre (7.14%)

Dans l'étude d'ABRAHAMIAN et al (2011) [85] *Streptococcus* était le deuxième genre bactérien le plus fréquemment isolé après morsure féline (46%). Tandis qu'après morsure canine, les streptocoques et les staphylocoques ont été isolés avec la même fréquence (46%).

De nombreuses études ont présenté *P.multocida* comme l'agent pathogène principal des morsures animales et ceci en corrélation avec son portage élevé dans la cavité buccale [85],[87],[88],[89],[99]

Nous avons isolé une seule souche de *P.multocida* après morsure de chien (1.69%). Aucune *Pasteurella* n'a été isolée après morsure d'un chat.

Selon certains auteurs (MARAHI et al (2018) [10]; ABRAHAMIAN et al (2011)[85]; UJVARI et al [88]), une morsure animale devrait être considérée comme potentiellement contaminée par *P.multocida* jusqu'à preuve de contraire.

On isole cette bactérie dans environ un quart des plaies par morsures [85],[88]. Cette proportion est cependant plus élevée suite à une morsure du chat où elle représente effectivement le germe principal.[9],[88].

Cette différence entre les deux espèces repose sur le portage oral plus élevé associé à une structure fine et pointue des crocs chez le chat [88]. Ceci permet une pénétration plus profonde des germes dans les tissus, favorisant ainsi leur développement [62],[79].

Pour expliquer le faible taux des pasteurelles isolées dans notre étude, deux hypothèses ont été émises :

✓ Vu le nombre limité des prélèvements, nous avons inclus les plaies minimales non dévitalisées (surtout celles de chat). La quantité de tissus pouvant être exsudée pour une analyse bactériologique est trop limitée dans ce cas.

..

La plaie n'était pas contaminée du fait que l'animal n'était pas porteur d'un nombre important de *Pasteurella*

5.2.8.1.2. Effet des soins locaux sur la contamination des plaies

Afin de déterminer le rôle des premiers soins locaux dans la décontamination des plaies, des prélèvements bactériologiques systématiques ont été réalisés chez 66 patients ayant consulté pour une morsure par un chien ou un chat.

Les résultats d'analyse bactériologique ont montré que 47.43% des plaies étaient contaminées par des bactéries avant d'être soignées. Les soins locaux ont permis de réduire le taux de contamination au 34.61%.

Le test de Student réalisé pour savoir si les soins locaux permettent la décontamination des plaies de morsures était significatif (**P=0.000004**)

Conformément à nos résultats, une négativation statistiquement significative des prélèvements bactériologiques a été observée après la réalisation du parage dans l'étude de POMARES *et al* (2016) [155]. Le geste du parage, de rinçage, et de détersion mécanique des plaies durant la prise en charge des morsures a permis d'éradiquer la flore bactérienne due à la contamination.

Les morsures de chien sont des blessures par écrasement, et peuvent contenir une quantité considérable de tissus dévitalisés, de bactéries, de caillots, de terre ou d'autres particules[155]. Un bon parage accompagné d'un nettoyage soigneux de la plaie peut réduire la contamination dans ce cas [62].

Contrairement au chien, le chat provoque des morsures minimales et d'aspect anodin qu'elles peuvent sembler insignifiantes pour l'observateur [4], [58], [62]. Cependant, elles sont souvent punctiformes profondes, donc difficilement atteignables pour le nettoyage et la désinfection de la plaie [13],[58],[60],[62]

Le nettoyage permet de réduire seulement la contamination bactérienne superficielle. La peau se referme habituellement au dessus de la morsure, isolant la blessure, excluant le drainage ouvert et permettant de ce fait à une infection de se développer [60],[62].

5.2.8.2. Les plaies surinfectées

5.2.8.2.1. Les bactéries en cause

La personne mordue par un animal peut présenter des signes et des symptômes d'infection de la plaie dans les heures ou les jours qui suivent la blessure initiale [13], [61],[65]

Les manifestations cliniques évocatrices de cette infection sont la douleur, l'érythème et le gonflement de la zone affectée [13],[58],[60].

Le signe clinique majeur observé dans notre étude était un œdème (10/cas 66.66%) accompagné d'une vive douleur dans la majorité des cas (9/10 cas).

La fièvre et la suppuration étaient présentes seulement dans 4/10 des cas (40%) .Selon la littérature [9], [13], [58], [60], un drainage purulent peut être présent ou non et l'existence d'une fièvre est inconstante et ne dépasse guère 30%.

L'analyse bactériologique des prélèvements a permis de confirmer la part importante des Staphylocoques à coagulase positive dans la surinfection des morsures canines (50% de cas).

Dans une étude prospective réalisée par KELLY *et al.* (1992) [156] sur 87 morsures canines surinfectées, les staphylocoques à coagulase positive ont été isolés avec une fréquence de 23%

Les CoPS (particulièrement *S.aureus*) sont communément retrouvés dans la flore cutanée normale que dans la cavité buccale [131]. La principale source de contamination dans ce cas c'est la flore cutanée de la personne mordue.

Dans les morsures félines, *P.multocida* et *Moraxella* spp. ont été isolées avec la même fréquence (25%) que les CoPS.

D'après plusieurs auteurs (MARAHI *et al* (2018) [10]; FRESHWATER (2008) *et al* [79] ; UJVARI *et al* (2019)[88] ; BULA-RUDAS *et al* (2018)[13]) la pasteurellose d'inoculation due principalement à *P.multocida* représente la complication infectieuse la plus fréquente des morsures animales surtout celles de chat.

Le chat avec ses dents canines tranchantes, peut provoquer les plus graves des morsures [58],[62]. Ce qui implique des ponctions profondes, affectant les os, les articulations et les tendons. Une situation qui est plus propice au développement de l'infection à *P.multocida*. [13],[62],[79].

Selon OEHLER *et al* [86] , ROTHE *et al* (2015)[58] KLACHBRENNER [60], ce risque augmente quand la morsure se localise au niveau des extrémités (main, pied) en raison de la mauvaise irrigation sanguine et la constellation anatomique.

L'infection à *P.multocida* se caractérise par un œdème et une douleur vive qui apparaissent quelques heures après la morsure (3h-6h) [10][77][85][99].

Dans 7 à 17% des cas, une infection locale à *P.multocida* se complique en cellulite [10],[88]

Nous avons suspecté une pasteurellose clinique dans tous les cas de morsures dues au chat (7 cas).Cependant nous avons isolé la bactérie (*P.multocida*) seulement dans 2 cas, dont un cas de cellulite.

Ceci peut être expliqué par la disparition du germe dans le prélèvement puisque nous avons utilisé une simple technique d'écouvillonnage.

Le problème avec les morsures de chat c'est qu'elles sont minimes et fermées [13],[58],[62], donc le pus contenant le germe reste à l'intérieur, d'où la nécessité de l'aspirer à l'aide d'une seringue.

Malheureusement, nous n'avions pas droit à ce type de prélèvement. Cependant, la brièveté d'incubation associée à un tableau clinique pathognomonique (œdème+douleur vive) est très caractéristique d'une infection à *Pasteurella* [10],[77],[85],[99].

5.2.8.2.2. Les facteurs de risque

À partir d'une population de 81 consultants pour morsure, nous avons observé 15 infections secondaires accompagnées de signes cliniques.

En utilisant la modélisation par régression logistique, les trois plus grands prédicteurs du développement de l'infection étaient : l'âge avancé de la victime (>50 ans), la profondeur de la plaie et un délai séparant la morsure et les premiers soins locaux supérieur à 6h)

CALLAHAM (1978) [157], PARK *et al* (2019)[71] ; YEH *et al* (2012) [100] ; MORZYCKI *et al* (2019)[5] et TABAKA *et al*(2015)[6] dans leurs études ont identifié les mêmes facteurs associés à un risque accru d'infection: les plaies localisées au niveau de la main étaient également un facteur de risque dans ces études.

▪ **L'âge:**

Dans notre étude, une infection clinique de la plaie au moment de la première consultation était surtout observée chez les patients âgés de plus de 50 ans (60%).

Une association statistiquement significative (**P<0.01**) entre l'âge du patient et la surinfection de la plaie a été mise en évidence. L'âge dans ce cas représentait un facteur de risque pour la complication des morsures.

Ceci s'accorde avec plusieurs études qui montraient un taux d'infection très élevé chez les personnes qui dépassaient les cinquantaines [4], [71] [157]

▪ **La profondeur de la plaie:**

L'analyse statistique a montré une association significative entre la profondeur de la morsure et l'infection (**P<0.01**).

TABAKA *et al* [6] ont constaté que le taux d'infection après morsure de chien était plus élevé dans le cas des plaies profondes que dans celui des plaies superficielles. Nos résultats s'accordent avec cette constatation, le taux d'infection des plaies profondes dans notre étude était 4 fois plus élevé (26.08%) que celui des plaies superficielles (6%).

En outre, nous avons constaté que les plaies punctiformes présentaient un taux d'infection nettement plus élevé que tous les autres types de plaies (75%). D'autres rapports précédents indiquaient des taux d'infection allant jusqu'à 48 % [4],[6],[86]

Le chat avec ses dents fines et pointues peut entraîner une piqure profonde permettant aux germes de pénétrer profondément rendant difficile la désinfection, ce qui permet à l'infection de se développer [62],[79]

Le risque majeur de ce type de plaies est l'inoculation profonde de germes anaérobies et de pasteurelles.[10],[62],[87],[88]. La ponction profonde peut atteindre les os et les articulations entraînant des complications graves comme l'arthrite septique et l'ostéomyélite [9],[10],[62].

▪ Le temps entre la morsure et la prise en charge:

D'après plusieurs auteurs (KYLE KLACHBRENNER *et al* [60]; BULARUDAS *et al* [13]) un délai supérieur à 6 heures entre la morsure et les premiers soins constitue une probabilité accrue d'infection.

Nos résultats ont été conformes à cette constatation; une association statistiquement significative ($p < 0.01$) entre la surinfection de la plaie et le délai séparant la blessure et les premiers soins locaux a été observée.

Les plaies négligées (>18h) avaient plus de risque d'être infectées

Certaines bactéries comme *P.multocida* se caractérisent par une durée d'incubation très brève (3-6h)[13],[58]. C'est pourquoi une prise en charge rapide de la plaie doit être mise en place et dans certains cas une antibiothérapie précoce doit être initiée.

5.2.8.2.3. La sensibilité aux antibiotiques

L'association amoxicilline-acide clavulanique commercialisée sous le nom d'Augmentin était prescrite dans la majorité des cas inclus dans notre étude (12/15 ; 80%).

Cette molécule est considérée comme un traitement de choix des plaies de morsures surinfectées puisqu'elle est active contre la grande variété de bactéries rencontrée dans ce type de blessure [13],[60],[62],[66],[86],[119].

Certaines souches isolées dans notre étude ont montré une grande résistance à cet antibiotique, particulièrement les staphylocoques (4/5 ; 80%).

La résistance des staphylocoques aux beta-lactamines a été déjà décrite en littérature [131]

Donc, bien qu'il était suggéré que l'amoxicilline-clavulanate pourrait être suffisante pour traiter les morsures infectées, les résultats de cette étude démontrent que dans le cas d'infections impliquant des staphylocoques, le risque des souches résistantes est très élevé, ce qui conduit à une antibiothérapie inefficace. Cette molécule reste cependant efficace dans les cas de pasteurellose (souches 100% sensibles)

La tétracycline reste une bonne alternative dans les cas de résistances aux pénicillines[11]. Cette molécule était active contre 70% des souches isolées dans notre étude.

5.2.9. Conclusion

Les plaies de morsures s'infectent par la flore buccale de l'animal mordeur et la flore cutanée de la personne mordue. Les soins locaux semblent suffisants pour réduire la contamination bactérienne primaire de ces lésions et prévenir l'infection. Cependant, dans certains cas, le risque d'infection est relativement très élevé: personnes âgées (>50 ans), plaies punctiformes de chats et un délai supérieur à 6 heures entre la blessure et les premiers soins locaux.

Les principales bactéries mises en cause dans les surinfections des plaies de morsures sont les staphylocoques à coagulase positive, *P.multocida* et *Moraxella* spp. Ces deux dernières espèces sont associées aux morsures de chat.

Une multi-résistance aux antibiotiques a été observée pour les souches de *Staphylococcus* Ce qui représente un problème majeur pour l'antibiothérapie des morsures surinfectées.

CONCLUSION GÉNÉRALE

Cette étude est qualifiée comme originale en Algérie. Elle avait comme objectif l'identification des bactéries zoonotiques présentes dans la cavité buccale des chiens et des chats transmises à l'homme après morsures.

Sur l'ensemble de 200 prélèvements buccaux, 374 souches pathogènes ont été isolées, réparties sur 15 genres différents.

Le chien s'est trouvé porteur du genre *Pasteurella* plus que le chat. Plusieurs souches isolées ont été résistantes à différents antibiotiques y compris les tétracyclines.

Certaines bactéries de la flore buccale animale ont été également isolées chez l'homme à partir des plaies de morsures: *P.multocida*, *Moraxella* spp., CoPS. Ce qui confirme, au même titre que la littérature, le rôle des chiens et des chats dans la transmission des bactéries orales à l'homme par inoculation.

Le risque de surinfection des morsures est associé à 3 facteurs : l'âge (>50 ans), les plaies punctiformes et le délai séparant la blessure et les premiers soins locaux. Les CoPS multi-résistants et les pasteurelles sont souvent en cause.

Le rôle des soins locaux (parage, rinçage) dans la réduction de la charge bactérienne des plaies contaminées a été prouvé. Ce qui permet la prévention de l'infection.

RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES

Les études récentes confirment la fréquence des infections consécutives aux morsures animales et la précocité de certaines complications comme la pasteurellose. Cependant, la prophylaxie de ces infections chez l'homme est difficile par l'impossibilité de supprimer le réservoir animal (chien, chat) en contact permanent avec l'homme.

Inspirés de nos observations, nous voulions apporter et proposer en toute humilité nos propres recommandations et suggérer par la suite des perspectives de recherche qui pourraient intéresser des étudiants en post-graduation, des laboratoires de recherche, des auteurs dans le domaine de la santé public (ect..).

Parmi ces recommandations, nous citons

-Afin de prévenir la majorité des infections de plaies suite aux morsures, il convient d'être très attentif aux recommandations classiques en matière de soins de plaies. Un bon parage suivi d'une irrigation dans les 6 heures qui suivent la morsure permet de réduire la contamination bactérienne.

-Une antibiothérapie prophylactique est recommandée en fonction de la gravité de la plaie (plaie profonde punctiforme, atteinte d'os ou d'articulation). Les tétracyclines représentent l'antibiotique du choix dans ce cas.

-En présence de signes d'infection, il est recommandé de réaliser un prélèvement bactériologique par écouvillonnage ou par aspiration du pus à l'aide d'une seringue pour identifier le germe en cause et demander son antibiogramme.

- Limiter les risques de morsures par le maintien d'une contention correcte des animaux. (Population domestique) et par l'implantation des fourrières canines dans chaque wilaya (Population errante)

Parmi les perspectives, nous citons:

- Faire des études afin de préciser l'incidence, les circonstances et les conséquences des morsures animales et leur importance en santé publique.

-- Bien que les plaies par morsure soient fréquentes et associées aux taux de complications bactériennes élevés, il n'existe pas d'études cliniques sur ce sujet en Algérie. La connaissance de données épidémiologiques des germes susceptibles de développer (*Pasteurella*, germes pyogènes,....) guide la conduite pratique curative mais plus encore prophylactique.

- Faire des recherches bactériologiques approfondies sur la flore buccale des animaux en utilisant des techniques modernes de biologie moléculaire (séquençage 16S).

- Faire des recherches sur les interactions des bactéries de la flore buccale entre eux, ainsi que sur la possibilité de transfert de matériel génétique comme les gènes de virulence et de résistance aux antibiotiques: entre les bactéries de la flore buccale, les bactéries de la flore buccale et celles de l'environnement, les bactéries de la flore buccale animale et l'homme.

APPENDICE A**LISTE DES SYMBOLES ET DES ABRÉVIATIONS**

A : *Aéromonas*

ADH : Arginine Dihydrolase

ADN : Acide Désoxyribonucléique

AM : ampicilline

AMC : Amoxicilline -Acide clavulanique

API : Appareillage Profile Index

ARN : Acide Ribonucléique

ATCC : American Type Collection Culture

BGNF : Bacille à Gramme Négative Non Fermentative

BHIB : Brain Heart Infusion Broth

C : *Capnocytophaga*

CO₂ : Dioxyde de carbone

CoNS : Coagulase Negative *Staphylococcus*

CoPS : Coagulase Positive *Staphylococcus*

E : Erythromycine

E : *Escherichia*

EF-4 : Eugonic Fermenter type 4

EPIC : Entreprise Publique à caractère Industriel et Commercial

E-2D : électrophorèse bidimensionnelle

F : *Francesella*

GC :Guanine-Cytosine

H : *Haemophilus*

HPLC : High-Performance Liquid Chromatography

H.U.P.E : Hygiène Urbaine et Protection de l'Environnement

I : Intermédiaire

K : *Klebsiella*

M : *Moraxella*

Max : Maximum

McF :Mac Farland

MGC : Maladie des Griffes de Chat

MH : Muller Hinton

Min : Minimum

ML :Millilitre

Mm : Milimètre

Mn : Minutes

N : *Neisseria*

NaCl : Chlorure de sodium

P : pénicilline

P : *Pasteurella*

PCR : Polymérase Chaîne Réaction

P : *Pseudomonas*

R : Résistant

RT-PCR : PCR en temps réel

S : Sensible

S : *Staphylococcus*

T : Tétracycline

TFA : Acide TriFluorocétique

APPENDICE B

AUTORISATION D'ACCÈS A LA FOURRIÈRE CANINE D'ALGER

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE UNIVERSITE S.DAHLED - BLIDA 1 INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES B.P : 270 -Route de Soumâa – Blida		وزارة التعليم العالي والبحث العلمي جامعة سعد دحلب - البليدة معهد علوم البيطرة ص.ب: 270 طريق الصومعة - البليدة Tél. / Fax. 025 43 36 37
---	---	--

Blida, le 27/09/2017

Réf: 399 / PG - ISV/2017
مؤسسة للنظافة الحضارية وحماية البيئة
ولاية الجزائر
الوصول
03 JAN. 2018
رقم: 01/2018

A Monsieur
Le Directeur de la fourrière canine

Objet : Autorisation d'accès.

Monsieur,

J'ai l'honneur de solliciter votre bienveillance de bien vouloir accueillir au sein de votre structure M^{elle} **RAZALI Kahina**, étudiante en première année doctorat option « Microbiologie Médicale » pour effectuera la partie expérimentale (prélèvement) pour son mémoire de Doctorat sur le thème « Etude bactériologique sur la flore buccale des carnivores domestiques et risques de transmission à l'homme ».

Restant persuadé de votre aimable collaboration recevez, Monsieur, mes salutations les plus distinguées.

Fait à Blida, le 26/09/2017.

Avis du Directeur de thèse
AF. 

Le Directeur adjoint responsable de
la post graduation


Avis du Directeur de la fourrière canine

Avis favorable
consignes: pas de portables ni appareil photo


APPENDICE C**FICHE DE RENSEIGNEMENTS REMPLIE LORS DE PRÈLÈVEMENT
BUCCAL**

- Date de prélèvement:
- Espèce animale :
- Identification :

Numéros de prélèvement	Age	Sexe	Race

APPENDICE D

MATÉRIEL DE PRÉLÈVEMENT ET D'ANALYSE

Milieux de culture :

- Bouillon BHIB (Brain Heart Infusion Broth) (IPA)
- Gélose columbia (IPA)
- Gélose Hektoen (IPA)
- Gélose Chapman (IPA)
- Gélose MacConckey (IPA)
- Gélose Muller Hinton (IPA)
- Gélose chromagare (IPA)
- Gélose Nutritive (Milan, Italie)
- Bouillon glycérolé peptoné (IPA)
- Milieu urée-Tryptophane (urée-indole) (IPA)

Matériel d'identification biochimique :

- API20E (Biomérieux,France)
- API20NE (Biomérieux,France)
- APINH (Biomérieux,France)
- API20 Strep (Biomérieux,France)
- API Staph (Biomérieux ,France)

Réactifs et solutions :

- Eau physiologique stérile
- Eau distillée
- Eau oxygénée à 10 volumes
- Glycérol
- Violet de gentiane (IPA)
- Lugol (IPA)
- Alcool 90°c
- Fuscine basique (IPA)
- Huile à immersion (IPA)
- Huile de vaseline
- Réactifs de Kovacs
- Réactif de TDA
- Réactifs de Voges-Proskauer (VPI et VP II)
- Réactifs de Nitrate réductase (NR I et NR II)
- Réactif NIN
- Réactif ZYM A, ZYM B
- Poudre de Zn
- Bandelettes pour la recherche d'oxydase (oxyde)

Disques d'antibiotiques :

- Amoxicilline-acide clavulanique (20/10 µg)
- Pénicilline (10 UI)
- Ampicilline (10 µg)
- Erythromycine (15 µg)

- Tétracycline (30 µg)

Matériel usuel :

✓ **Matériel jetable :**

-Papier buvard

-Pipettes pasteur stériles

-Lames et lamelles couvre-objet

-Boîtes pétri stériles (90mm)

-Eppendorfs

-Sachets générateurs de microaérophilie ,Genbox micro (Biomérieux,France)

✓ **Matériel stérilisable :**

-Tubes à essai

-Flacon de 250 ml

-Fioles de 500 ml

-Pince métallique

Equipements :

-Jarre d'incubation

-Microscope optique

-Poire

-Anse de platine

-Bec bunsen

-Etuve réglable

-Pipteur

-Marqueurs

-Portoir

-Bain-marie

-Stérilisateur

-Autoclave

-Pied à coulisse

-Réfrigérateur

Maldi ToF-MS

Ethanol 70%

TFA (Acide TriFluorocétique)

Plaques métalliques

Spectromètre de masse (Biomérieux, Firenze, Italy)

Logiciel Biotyper 2.0

APPENDICE E

TÉCHNIQUE DE COLORATION DE GRAM

Réalisation de frottis

- Sur une lame, déposer une goutte d'eau physiologique stérile.
- Ajouter à l'aide d'une pipette pasteur stérile une fraction de colonie bien isolée.
- Etaler et fixer à la chaleur (au dessus de flamme de bec bunsen).
- Poser la lame séchée sur le portoir reposant sur un bac de coloration.

Réalisation de la coloration

Voici succinctement les différentes étapes de cette coloration :

- Coloration par le violet de gentiane (2 min) puis rinçage à l'eau de robinet.
- Mordançage au lugol (solution d'iodo-iodurée) : étaler le lugol et laisser agir 30 secondes ; rincer à l'eau de robinet
- Décoloration (rapide) à l'alcool (+acétone) : verser goutte à goutte un mélange alcool-acétone sur la lame inclinée obliquement, et surveiller la décoloration (5 à 10 secondes).Rincer sous un filet d'eau de robinet.
- Recoloration à la fuchsine diluée. Laisser agir 30 secondes. Laver doucement à l'eau de robinet.
- Sécher la lame et observer au microscope optique à objectif 100 à immersion (grossissement x100).


Lecture

- Une coloration violette indique des bactéries à gram positifs
- Une coloration rose indique des bactéries à gram négatifs

APPENDICE F

AUTORISATION D'ACCÈS AUX SERVICES DES URGENCES

(EL-KETTAR)

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE		وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
UNIVERSITE S.DAHLED - BLIDA 1		جامعة سعد دحلب - البليدة 1
INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES		معهد العلوم البيطرية
B.P : 270 -Route de Soumâa – Blida		Tél. / Fax. 025 43 36 37

Réf: 03 /PG - ISV/2018 Blida, le 07/01/2018

A Madame
Le chef de service des urgences d'EHS maladies infectieuses
Elhadi Flici « El-ketar »

Objet : Autorisation d'accès.

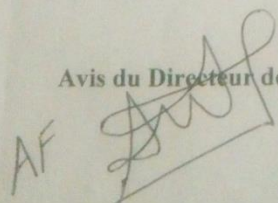
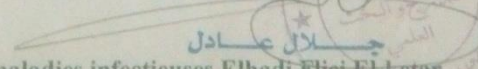
Monsieur,

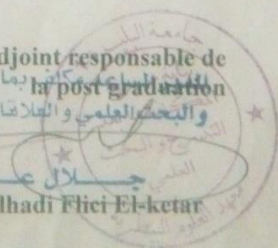
J'ai l'honneur de solliciter votre bienveillance de bien vouloir accueillir au sein de votre structure EHS El-ketar (service des vaccination antirabique , service des urgences) M^{elle} **RAZALI Kahina**, doctorante en médecine vétérinaire et en phase de préparer son projet de doctorat pour effectuer une étude prospective sur les plaies contaminées après morsure animale pour son thème de doctorat intitulé « Etude bactériologique sur la flore buccale des carnivores domestiques et risques de transmission à l'homme ».

Restant persuadé de votre aimable collaboration recevez, Monsieur, mes salutations les plus distinguées.

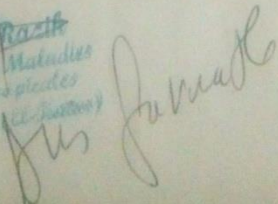
Fait à Blida, le 07/01/2018.

Avis du Directeur de thèse Le Directeur adjoint responsable de la post graduation

AF  

Avis de chef de service des urgences d'EHS maladies infectieuses Elhadi Flici El-ketar 

Professeur F. Razali
Chef du Service des Maladies
Infectieuses et Parasitaires
E.H.S El Kettar Flici (El-ketar)

Fus 

APPENDICE G

TABLEAU RECAPITULATIF DE SOINS LOCAUX DES PLAIES SYSTÉMATIQUES APRÈS MORSURE

Patient	Soins locaux	Plaie	Soins locaux
P1	Savon+eau javellisée	P34	Savon+eau javellisée
P2	Savon+eau javellisée	P35	Savon+eau javellisée
P3	Savon+eau javellisée	P36	Savon+eau javellisée
P4	Savon+eau javellisée	P37	Savon+eau javellisée
P5	Savon+eau javellisée	P38	Savon+eau javellisée
P6	Savon+eau javellisée	P39	Savon+eau javellisée
P7	Savon+eau javellisée	P40	Savon+eau javellisée
P8	Savon+eau javellisée	P41	Savon+eau javellisée
P9	Savon+eau javellisée	P42	Savon+eau javellisée
P10	Savon+eau javellisée	P43	Savon+eau javellisée
P11	Savon+eau javellisée	P44	Savon+eau javellisée
P12	Savon+eau javellisée	P45	Savon+eau javellisée
P13	Savon+eau javellisée	P46	Savon+eau javellisée
P14	Savon+eau javellisée	P47	Savon+eau javellisée
P15	Savon+eau javellisée	P48	Savon+eau javellisée
P16	Savon+eau javellisée	P49	Savon+eau javellisée
P17	Savon+eau javellisée	P50	Savon+eau javellisée
P18	Savon+eau javellisée	P51	Savon+eau javellisée
P19	Savon+eau javellisée	P52	Savon+eau javellisée
P20	Savon+eau javellisée	P53	Savon+eau javellisée
P21	sérum salé +Bétadine	P54	Savon+eau javellisée
P22	Savon+eau javellisée+eau oxygénée	P55	Savon+eau javellisée
P23	Savon+eau javellisée+sérum salé	P56	Savon+eau javellisée
P24	Savon+eau javellisée	P57	sérum salé +Bétadine
P25	Savon+eau javellisée	P58	Savon+eau javellisée+eau oxygénée
P26	Savon+eau javellisée	P59	Savon+eau javellisée
P27	Savon+eau javellisée	P60	Savon+eau javellisée
P28	Savon+eau javellisée	P61	Savon+eau javellisée
P29	Savon+eau javellisée	P62	Savon+eau javellisée
P30	Savon+eau javellisée	P63	Savon+eau javellisée
P31	Savon+eau javellisée	P64	Savon+eau javellisée
P32	Savon+eau javellisée	P65	Savon+eau javellisée
P33	Savon+eau javellisée	P66	Savon+eau javellisée

APPENDICE H**FICHE DE RENSEIGNEMENTS REMPLIE LORS DE PRÉLÈVEMENTS HUMAINS**

Date du prélèvement :

Numéro du prélèvement :

Heure du Prélèvement :

Nom et prénom du malade :

Age du patient :

Sexe :

Femme :

Homme :

Est ce que vous avez une maladie chronique ?

Oui :

Non :

Si oui, laquelle :

Heure de la blessure :

Animal mordeur :

Chien :

Chat :

Catégorie de l'animal mordeur :

Errant :

À propriétaire :

À domicile :

Il s'agit d'une lésion :

Profonde :

Superficielle :

Multiple :

Siège de la lésion :

Signes cliniques :

Oui :

Non

Si oui, lesquels :

Œdème :

Douleur :

Fièvre :

Suppuration :

Autre :

Antibiothérapie prescrite :

Oui :

Non :

Si oui, il s'agit de ::

APPENDICE I

VALEURS CRITIQUES DES DIAMETRES DES ZONES D'INHIBITION POUR CERTAINES BACTERIES

P.multocida

Antibiotique	Charge du disque	Valeurs critiques		
		S	I	R
Pénicilline	10 UI	-	-	≥25
Amoxicilline/acide clavulanique	20/10 µg	-	-	≥27
Ampicilline	10 µg	-	-	≥27
Erythromycine	15 µg	≤24	25-26	≥27
Tétracycline	30 µg	-	-	≥23

Staphylococcus spp.

Antibiotique	Charge du disque	Diamètres critiques (mm)		
		S	I	R
Pénicilline	10 UI	≥29	-	≤28
Amoxicilline/acide clavulanique	20/10 µg	≥18	-	<18
Ampicilline	10 µg	≥18	-	<18
Erythromycine	15 µg	≥23	14-22	≤13
Tétracycline	30 µg	≥22	-	<19

Proteus mirabilis

Antibiotique	Charge du disque	Diamètres critiques		
		S	I	R
Pénicilline	10 UI	-	-	-
Amoxicilline/acide clavulanique	20/10 µg	≥18	14-17	≤13
Ampicilline	10 µg	≥17	14-16	≤13
Erythromycine	15 µg	-	-	-
Tétracycline	30 µg	≥15	12-14	≤11

APPENDICE J

TABLEAU RECAPITULATIF DES CAS DE MORSURES SURINFECTEES

N° cas	Sexe	Age	Animal	Type de lésion	Signes cliniques	Siège	Culture	ATB
Cas1	F	61	Chat	Punctiforme	Suppuration +Œdème+Douleur	Pied	Cops+Sarcina +Moraxella spp. +P.multocida	Pén
Cas2	H	27	Chat	Punctiforme	Œdème + Douleur	Pied	CoNS+Moraxella spp.	Céf
Cas3	F	61	Chien	Profonde	Œdème + Douleur	Main	CoPS + Sarcina	Aug
Cas4	H	54	Chien	Profonde	Cellulite +Fièvre	Main	CoPS	Aug
Cas5	F	61	Chat	Punctiforme	Œdème + Douleur	Pied	Négative	Aug
Cas6	H	70	Chat	Punctiforme	Œdèmes+Douleur +Fièvre	Pied	Négative	Aug
Cas7	H	71	Chat	Punctiforme	Œdèmes + Douleur	Pied	CoPS	Aug
Cas8	F	7	Chien	Superficielle	Cellulite	Visage	Négative	Aug
Cas9	H	25	Chien	Profonde	Suppuration	Thorax	Négative	Aug
Cas10	F	78	Chien	Superficielle	Suppuration+Œdème s+Douleur	Jambe	Négative	Dox
Cas11	H	19	Chien	Profonde	Suppuration	Jambe	négative	Aug
Cas12	F	86	Chat	Punctiforme	Cellulite	Jambe	P.multocida	Dox
Cas13	F	83	Chat	Superficielle	Œdème+Douleur +Fièvre	Pied	Négative	Aug
Cas14	H	22	Chien	Profonde	Œdème +Suppuration	Avant Bras	Négative	Aug
Cas15	H	12	Chien	Profonde	Œdème+Douleur +Fièvre+Suppuration	Jambe	P.mirabilis	Aug

APPENDICE K
DIFFÉRENTES MORSURES ANIMALES



Complications après morsures de chat



Morsures profondes de chien



Morsure punctiforme d'un chat



Cellulite après morsure d'un chien

RÉFÉRENCE

1. Owczarczak-Garstecka,S. C., Christley, R., Watkins,F., Yang, H.,Beverley,B.and Westgarth,C.,“Dog bite safety at work :An injury prevention prespective on reported occupational dog bites in the UK”,*Safety Science*,V.118,(June 2019) ,595-606.
2. Muniz, I.M., Penna ,B. and Lilenbaum, W., “Treating animal bites : susceptibility of staphylococci from oral mucosa of cats”,*Zoonoses and public health*,V60,n°7,(November 2013),504-509.
3. Goldstein, E. J.C., Citron, D. M.,Tyrell, K. L.,Leoncio, E.and al., “Comparative in vitro activity of omadacycline against dog and cat bite wound isolates”,*Antimicrobial Agents and Chemotherapy*,V62,n°4, (April 2018), e02551-17
4. Damborg, P.,Broens, E.M., Chomel, B.B., Guenther ,S.and al. “Bacterial zoonoses transmitted by household pets :state of the art and future prespectives for targeted research and policy actions”,*J.Comp.Path*,V155,n°1Suppl1,(July 2016), S27–S40
- 5.Morzycki, A., Simpson, A. and Williams, J., “Dog bites in the emergency department: a descriptive analysis”, *CJEM*,V21,n°1,(January 2019),63–70
6. Tabaka, M.E., Quinn, J.V., Kohn, M.A.and Polevoi, S.K., “Predictors of infection from dog bite wounds: which patients may benefit from prophylactic antibiotics?” *Emerg Med J*, V32,n°11, (November 2015),860–863.

7. Older, C.E., Diesel, A.B., Lawhon, S.D., Queiroz, C.R.R., Henker, L.C. and Rodrigues Hoffmann, A., "The feline cutaneous and oral microbiota are influenced by breed and environment", *Plos One*, V14, n°7, (July 2019), e0220463
8. Rossi, C.C., Da Sliva Dias, I., Muniz, I.M., Lilenbaum, W. and Giambiagi-deMarval, M., "The oral microbiota of domestic cats harbors a wide variety of *staphylococcus* species with zoonotic potential", *Vet Microbiol*, V201, (March 2017), 136-140.
9. Harilharan, H. and Harliharan, S.H., "Zoonotic bacteria associated with cats", *Vet Med Open J*, V.2, n°3, (June 2017), 68-75.
10. Maraki, S., Kastanis, G., Stafylaki, D., Masunt, S., Kapsetakis, P. and Scoulica, E., "*Pasteurella multocida* wound infection transmitted by a pet dog", *Germs*, V 8, n°4, (December 2018), 214-217.
11. Ramiro, G.V., Gregorio, A.A., Luis, G.V.G., Gerardo, D.G.L. and Gerardo, D.C.L. "*Pasteurella canis* as a case of Septic Arthritis and Soft Tissue infection after sheep bite : a case report", *Global J Med Clin Case Reports*, V 3, n°1, (June 2016), 12-1420.
12. Lau, J.S.Y., Korman, T.M.A., Yeung, A., Streiberg, R., Francis, M.J. and Graham, M., "*Bacteroides pyogenes* causing serious human wound infection from animal bites", *Anaerobe*, V42, (October 2016), 172-175.
13. Bula-Rudas, F.J. and Olcott, J.L., "Human and Animal Bites", *Pediatr Rev*, V39, n°10, (October 2018), 490–500.
14. Kardjadj, M., "Epidemiology of human and animal rabies in Algeria", *J Dairy Vet Anim Res*, V4, n°1, (November 2016), 244-247
15. Yahiaoui, F., Kardjadj, M., Laidoudi, Y., Medkour, H. and Benmahdi, M.H., "The epidemiology of dog rabies in Algeria: retrospective national study of dog rabies cases, determination of vaccination coverage and immune response evaluation of three commercial used vaccines", *Prev Vet Med*, V158, (October 2018), 65–70.

16. Singh, B., Dyce, K.m. and al., "Textbook of veterinary anatomy".5th edition, St Louis :Elsevier, England, (2018), 872p.
17. Bath-Balogh, M. and Fehrenbach, M.J., "Illustrated dental embryology, histology and anatomy", third edition, Saunders, England, (2011) ,344p.
18. Hensen, D.L. and Goldstein, G.S., "Oral examination in the canine patient", J Vet Dent, V26 ,n°4, (December 2009) ,258-263
19. Hennet, P., "Dentisterie et chirurgie maxillo-faciale canine et féline".less-les Molineaux ,Masson ,Paris, (2006), 171p
20. **Anonyme 1** : Anatomie-du-rottweiler : [http:// empreintederottweil. wifeo.com/ anatomie-du-rottweiler.php](http://empreintederottweil.wifeo.com/anatomie-du-rottweiler.php)
21. Ruparell, A., Inui, T., Staunton, R., Wallis, C. and al., "The canine oral microbiome :variation in bacterial populations across different niches", BMC Microbiology, V20, n°1, (February 2020), 42
22. Hanif, Z., Taj, M.K., Rafiq, N., Taj, I. and al., "Multi-drug resistance of micro-organisms isolated from cat skin and saliva of Quetta city" ,International Journal of Entomology Rsearch, V4, n°6, (November 2019), 61-67
23. Sturgeon, A ., Pinder, S.L., Costa ,M.C and Weese, J.S., "Characterization of the oral microbiota of healthy cats using next-generation sequencing", The veterinary journal, V201, n°2 ,(August 2014), 223-229.
24. Oh, C., Lee, K., Cheong, Y. and al., "Comparison of the oral microbiomes of canines and their owners using next-generation sequencing", Plos one, V10, n°7, (July 2015), e0131468.
25. Mouton, C and Robert, C., "Bactériologie bucco-dentaire : abrégés d'odontologie et de stomatologie", Masson, Paris ,(1997), 184p.
26. Yamashita, Y. and Takeshita, T., "The oral microbiome and human health", J Oral Sci, V59, n°2, (2017), 201–206

27. L e, H., Theilade, E. and Jensen, S.B., "Experimental gingivitis in man", *J Periodontol*, V36, n 3, (May 1965), 177-187
28. Duffau, F. and Baehni, P.C., "L'écologie de la bouche", *TITANE*. V4, n 2, (Juin 2007), 4-11
29. Listgarten, M.A., Mayo, H.E. and Tremblay, R., "Development of dental plaque on epoxy resin crowns in man". A light and electron microscopic study", *J periodontol*, V46, n 1, (January 1975), 10-26.
30. Paster, B.J., Boches, S.K., Galvin, J.L., Ericson, R.E., Lau, C.N. and al., ., "Bacterial diversity in human subgingival plaque", *J Bacteriol*, V183, n 12, 3770-3783.
31. Marsh, P.D., "Dental plaque : biological significance of a biofilm and community life-style", *J.Clin Periodontol*, V32, n 6, (January 2005), 7-15.
32. Pedersen, N ., "Inflammatory Oral Cavity Diseases of the Cat", *Vet Clin North Am Small Anim Pract*, V22, n 6, (November 1992), 1323-1345.
33. Chardin, H., Barsotti, O. and Bonnaure-Mallet, M., "Microbiologie en odontostomatologie", Maloine, Paris ,(2006), 329p.
34. Whyte, A., Gracia, A. Bonastre, C., Tejedor, M. and al. "Oral disease and microbiota in free-roaming cats", *Top Companion Anim Med*, V32, n 3, (September 2017), 91-95.
35. Sturgeon, A., Stull, J.W., Costa, M.C. and Weese, J.S., "Metagenomic analysis of the canine oral cavity as revealed by high-throughput pyosequencing of the 16S Rrna gene", *Vet Microbiol*, V162, n 2-4, (March 2013), 891-898.
36. Isaiah, A., Hoffmann, A.R., Kelley ,R., Mundell, P., Steiner, J.M. and Suchodolski, J.S., "Characterization of the nasal and oral microbiota of detection dogs", *PLoS One*, V12, n 9, (September 2017), e0184899.

37. Adler, C.J., Malik, R., Browne, G.V. and Norris, J.M., “Diet may influence the oral microbiome composition in cats”, *Microbiome*,V4,n°1, (June 2016),23.
38. Flancman, R., Singh, A. and Weese, J.S., “Evaluation of the impact of dental prophylaxis on the oral microbiota of dogs”, *PLoS One*, V13,n°6, (June 2018),e0199676.
39. Almansa Ruiz, J.C., Jonker, A., Bosman, A.M. and Steenkamp, G., “Bacteria profile and antibiogram of the bacteria isolated from the exposed pulp of dog canine teeth”, *Vet Rec*,V183,n°3 (April 2018),97.
40. Oliveira, M., Tavares, M., Gomes, D. and al., “Virulence traits and antibiotic resistance among enterococci isolated from dogs with periodontal disease”, *Comp Immunol Microbiol Infect Dis*,V46, (June 2016),27–31.
41. Dewhirst, F.E., Klein, E.A., Bennett, M.L., Croft, J.M., Harris, S.J. and Marshall-Jones Z.V., “The feline oral microbiome: a provisional 16S rRNA gene based taxonomy with full-length reference sequences”, *Vet Microbiol*,V175,n°2-4, (February 2015),294–303.
42. Juzan, L., Pernelle, J.J. and Dabert, P., “Les outils de la biologie moléculaire pour l’analyse microbiologique des boues activées”, *Science Eaux & Territoires*,n° 9 (Décembre 2012), 76-81
43. Donlan, R.M. and Costerton, J.W., “Biofilms: survival mechanisms of clinically relevant microorganisms”, *Clin Microbiol Rev*, V15, n°2, (April 2002),167–193.
44. Bailey, W.R., Finegold, S.M., Martin, W.J. and Scott, E.G., “Bailey and Scott’s diagnostic microbiology: a textbook for the isolation and identification of pathogenic microorganisms”, 4th ed, Saint Louis :C.V. Mosby Company, United States, ,(1974),514p.
45. Freney, J. and al. “Précis de bactériologie clinique”, 3ème édition, Eska-Lacassagne, Paris, (2018), 1744p

46. Venter, L.N.S., Lotter, H.L., Haas, D. and MacDonald, D.W., "The use of the analytical profile index in the identification of activated sludge bacteria : problems and solutions", *Water SA*, V15, n°4, (October 1989) ,265-267
47. Petti, C.A., Polage, C.R. and Schreckenberger, P., "The role of 16S rRNA Gene Sequencing in identification of microorganisms misidentified by conventional methods", *J Clin Microbiol*, V 43, n°12, (December 2005) ,6123-6125
48. Huybens, N., Mainil, J. and Marnier, D., "Les techniques de biologie moléculaire d'analyse des populations bactériennes complexes", *Annales de médecine vétérinaire*, V153, n°2, (2009) ,112-28
49. Roux, V. and Rolain, J.M., "Identification des bactéries par biologie moléculaire", *EMC-Maladies infectieuses*, V11, n°1, (2014), 1-11.
50. Dewhirst, F.E., Chen, T., Izard, J., Paster, B.J., Tanner A.C., Yu W.H., Lakshmanan, A. and Wade, W.G., "The human oral microbiome". *J Bacteriol*, V192, n°19, (October 2010), 5002-5017
51. Siqueira José.F J.R. and Rôças I.N. "Microbiology and treatment of acute apical abscesses", *Clin Microbiol Rev*, V26, n°2 (April 2013), 255–273.
52. Joachim, F. and Charon, J., "Qu'elle est la place de la microbiologie parodontie clinique ? ", *Le fil dentaire*, n°58, (Décembre 2010) ,4-5
53. Greenstein, G., "Periodontal response to mechanical non-surgical therapy: a review", *J Periodontol*, V63, n°2, (February 1992), 118–130.
54. Neumaier, M., Braun, A. and Wagener, C., "Fundamentals of quality assessment of molecular amplification methods in clinical diagnostics. International Federation of Clinical Chemistry Scientific Division Committee on Molecular Biology Techniques", *Clin Chem*, V44, n°1, (January 1998), 12–26.
55. Crockett, A.O. and Wittwer, C.T., "Fluorescein-labeled oligonucleotides for real-time pcr: using the inherent quenching of deoxyguanosine nucleotides", *Anal Biochem*, V290, n°1, (March 2001), 89–97.

56. Dorion, R.B.J., "Bite Mark Evidence : A color atlas And text, 2nd Edition", CRC press ,U.S,(2004),696p
57. Sandeep Kaur,K.K., "Analysis and identification of Bite marks in forensic casework", Oral Health Dent Manag, V12, n°3, (2013), 127-31
58. Rothe, K., Tsokos, M. and Handrick, W., "Animal and Human Bite Wounds", Dtsch Arztebl Int, V112, n°25, (June 2015), 433–443.
59. McNeil, J.C., Vallejo, J.G., Hultén, K.G. and Kaplan, S.L., "Osteoarticular Infections Following Open or Penetrating Trauma in Children in the Post-Community-Acquired Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* Era: The Impact of *Enterobacter cloacae*", Pediatr Infect Dis J, V37, n°12, (December 2018), 1204–1210.
60. Kyle Klachbrenner., "Managing common bite wounds and their complications in the United States", Physician Assist Clin, V2(2017) ,277-286.
61. Katica, M., Obradovic, Z., Ahmed, N.H. and Dervišević, E., "Dog bites and their treatment in federation of Bosnia and Herzegovina", Cyprus J Med Sci, V4, n°2, (May 2019), 136-40
62. Hurt, J.B. and Maday, K.R., " Management and treatment of animal bites", JAAPA, V31, n°4, (April 2018), 27–31.
63. Øregaard, J.S., Lang, C.L. and Venzo, A., "Partial salvage of avulsed tissue after dog bite", Ann R Coll Surg Engl, V.98, n°2, (December 2016), e22–e25.
64. Jaindl, M., Grünauer, J. and Platzer, P., "The management of bite wounds in children-A retrospective analysis at a level I trauma centre, Injury, V43, n°12, (December 2012), 2117-2121
65. Ellis, R. and Ellis, C., " Dog and cat bites", Am Fam Physician, V90, n°4, (August 2014) ,239–243.

66. Macedo, J.L., Rosa, S.C., Queiroz, M.N. and Gomes, T.G., “ Reconstruction of face and scalp after dog bites in children”, *Rev Col Bras Cir*, V43, n°6,(December 2016),452–457.
67. Hersant, B., Cassier, S., Constantinescu, G., Gavelle, P., Vazquez, P., Picard, A. and Kad, L.N., “Facial dog bite injuries in children: retrospective study of 77 cases ”, *Ann Chir Plast Esthet*, V.57, n°3,(novembre 2012),230-239.
68. Espositos, S., Picciolli, I., Semino, M. and al., “Dog and cat bite-associated infections in children”, *Eur J Clin Microbiol Infect Dis*, V.32, n°8, (February 2013), 971-976.
69. Begeman, L., GeurtsvanKessel, C., Finke, S., Freuling, C. M., Koopmans, M., Müller, T., Ruigrok, T. and Kuiken, T., “Comparative pathogenesis of rabies in bats and carnivores, and implications for spillover to humans”, *The Lancet. Infectious diseases*, V 18, n°4, (April 2018), e147–e159.
70. Holzer, K.J., Vaughn, M.G. and Murugan, V., “Dog bite injuries in the USA: prevalence, correlates and recent trends”, *Inj Prev*, V25, n°3,(June 2019),187–190
71. Park, J.W., Kim, D.K., Jung, J.Y. and al., “Dog-bite injuries in Korea and risk factors for significant dog-bite injuries: A 6-year cross-sectional study”, *PLoS One*. V14, n°2,(February 2019), e0210541.
72. Touzet-Roumazeille, S., Jayyosi, L., Plenier, Y., Guyot, E., Guillard, T. and François, C., “Prise en charge chirurgicale des morsures animales chez l’enfant [Surgical management of animal bites in children]”, *Ann Chir Plast Esthet*, V61, n°5,(October 2016),560–567
73. Foster, M.D. and Hudson, J.W., “Contemporary update on the treatment of dog bite: injuries to the oral and maxillofacial region”, *J Oral Maxillofac Surg*, V73, n°5,(May 2015),935–942
74. Essig, G.F.J.r., Sheehan, C.C., Niermeyer, W.L., Lopez, J.J. and Elmaraghy, C.A., “Treatment of Facial Dog Bite Injuries in the Emergency Department Compared to the Operating Room”, *OTO Open*, V3, n°3,(July 2019),2473974X19858328.

75. Ranganatha, B.T.and Pawan Kumar, K.M., "Canine tooth in hand - A rare entity", J Clin Orthop Trauma, V5, n°2, (June 2014), 91–93.
76. Shinha, T., "Cellulitis and bacteremia due to *Neisseria weaveri* following a dog bite", ID cases, V12, (Marsh 2018), 56-57
77. Talan, D. A., Citron, D. M., Abrahamian, F. M., Moran, G. J. and Goldstein, E. J., "Bacteriologic analysis of infected dog and cat bites. Emergency Medicine Animal Bite Infection Study Group", The New England journal of medicine, V 340, n°2, 85–92.
78. Anonyme 2 :INVS.2011.Rapport sur les morsures de chiens [en ligne]. Disponible à l'adresse : http://www.invs.sante.fr/publications/2011/morsures_chiens/rapport_morsures_chiens.pdf
79. Freshwater, A., "Why your housecat's trite little bite could cause you quite a fright: a study of domestic felines on the occurrence and antibiotic susceptibility of *Pasteurella multocida*", Zoonoses Public Health, V55, n°8-10, (October 2008), 507-513.
80. Loubinoux. and al., "Etude de la flore buccale aérobie dominante du chien militaire susceptible de contaminer une morsure", Revue internationale des services de santé des forces armées, V70, n°4, (April 1997), 102-108
81. Bailie, W.E., Stowe, E.C. and Schmitt, A. M., "Aerobic bacterial flora of oral and nasal fluids of canines with reference to bacteria associated with bites", J. Clin. Microb, V7, n°2, (February 1978), 223-231
82. Saphir, D.A. and Carter, G.R., "Gingival flora of the dog with special reference to bacteria associated with bites", J Clin Microbiol, V3, n°3, (March 1976), 344-349
83. Dolieslager, S.M., Riggio, M.P., Lennon, A. and al. " Identification of bacteria associated with feline chronic gingivostomatitis using culture-dependent and culture-independent methods", Vet Microbiol, V148, n°1 (February 2011), 93-98.

84. Love, D.N., Vekselstein, R. and Collings, S., "The obligate and facultatively anaerobic bacterial flora of the normal feline gingival margin", *Vet Microbiol*, V22, n°2-3, (April 1990), 267-275.
85. Abrahamian, F.M. and Goldstein, E.J.C., "Microbiology of animal bite wound infections", *Clin Microbiol Rev*, V24, n°2, (April 2011), 231-246.
86. Oehler, R.L., Velez, A.P., Mizrachi, M., Lamarche, J. and Gompf, S., "Bite-related and septic syndromes caused by cats and dogs", *Lancet Infect Dis*, V9, n°7, (2009), 439-447.
87. Ferreira, T. S., Moreno, L. Z., Felizardo, M. R., de Gobbi, D. D., Filsner, P. H., de Moura Gomes, V. T., Moreno, M. and Moreno, A. M., "Pheno- and genotypic characterization of *Pasteurella multocida* isolated from cats, dogs and rabbits from Brazil", *Comparative immunology, microbiology and infectious diseases*, V45, (April 2016), 48-52.
88. Ujvári, B., Weiczner, R., Deim, Z. and al., "Characterization of *Pasteurella multocida* strains isolated from human infections", *Comp Immunol Microbiol Infect Dis*, V63, (April 2019), 37-43.
89. Honnorat, E., Seng, P., Savini, H., Pinelli, P.O., Simon, F. and Stein, A., "Prosthetic joint infection caused by *Pasteurella multocida*: a case series and review of literature", *BMC Infect Dis*, V16, n°1, (August 2016), 435.
90. Dameski, P. and Vnuk, V., "Bacterial microflora in the mouth of dogs in Macedonia", *vet stn*, V46, (2015), 429-437.
91. Namekata, D.Y., Kasten, R.W., Boman, D.A. and al. "Oral shedding of *Bartonella* in cats: correlation with bacteremia and seropositivity", *Vet Microbiol*, V146, n°(3-4), (December 2010), 371-375.
92. Heydecke, A., Andersson, B., Holmdahl, T. and Melhus, A., "Human wound infections caused by *Neisseria animaloris* and *Neisseria zoodegmatidis*, former CDC Group EF-4a and EF-4b", *Infect Ecol Epidemiol*, V3, (August 2013); 10.3402/iee.v3i0.20312.

93. Volokhov, D.V., Amselle, M., Bodeis-Jones, S. and al. "*Neisseria zalophi* sp. nov., isolated from oral cavity of California sea lions (*Zalophus californianus*)", *Arch Microbiol*, V200, n°5(July 2018), 819-828.
94. Zajkowska, J., Król, M., Falkowski, D., Syed, N. and Kamińska, A., "*Capnocytophaga canimorsus* – an underestimated danger after dog or cat bite – review of literature", *Przegl Epidemiol*, V70, n°2, (2016), 289-295.
95. Gouin, P., Veber, B., Collange, O., Frebourg, N. and Dureuil, B., "Un choc septique d'étiologie inhabituelle: *Capnocytophaga canimorsus*. Le chien est-il toujours le meilleur ami de l'homme? [An unusual aetiology for septic shock: *Capnocytophaga canimorsus*. Is always dog man's best friend?]", *Ann Fr Anesth Reanim*, V23, n°12, (December 2004), 1185-1188.
96. Mally, M., Paroz, C., Shin, H. and al. "Prevalence of *Capnocytophaga canimorsus* in dogs and occurrence of potential virulence factors", *Microbes Infect*, V11, n°4, (April 2009); 509-514.
97. Muramatsu, Y., Haraya, N., Horie, K. and al. " *Bergeyella zoohelcum* isolated from oral cavities of therapy dogs", *Zoonoses Public Health*, V66, n°8, (December 2019); 936-942.
98. Lee, J.J., Kim, D.H., Lim, J.J. and al., "Characterization and identification of *Erysipelothrix rhusiopathiae* isolated from an unnatural host, a cat, with a clinical manifestation of depression", *J Vet Med Sci*, V73, n°2, (February 2011), 149-154.
99. Faceira, A., Póvoa, S., Souteiro, P., Ceia, F. and Ferreira, S., "Human infection by *Pasteurella canis*- A case report.", *Porto Biomed J*, V2, n°2, (April 2017), 63-65.
100. Yeh, C.C., Liao, C.C., Muo, C.H. and al., "Mental disorder as a risk factor for dog bites and post-bite cellulitis", *Injury*, V43, n°11, (November 2012), 1903-1907.
101. Lankester, F., Hampson, K., Lembo, T., Palmer, G., Taylor, L. and Cleaveland, S. "Infectious Disease. Implementing Pasteur's vision for rabies elimination", *Science (New York, N.Y.)*, V 345, n°6204, (September 2014), 1562–1564.

102. Hossain, M., Bulbul, T., Ahmed, K., Ahmed, Z., Salimuzzaman, M., Haque, M. S., Ali, A., Hossain, S., Yamada, K., Moji, K. and Nishizono, A. "Five-year (January 2004-December 2008) surveillance on animal bite and rabies vaccine utilization in the Infectious Disease Hospital, Dhaka, Bangladesh", *Vaccine*, V29, n°5, (January 2011), 1036–1040
103. Guillot, P., Bedock, B., Poyet, F. et al. "Morsures, griffures et envenimations", *EMC-Médecine d'urgence*, V7, n°3, (2012), 1-11
104. Escane, F. et Lion, C., "Epidémiologie (1985-1992) des infections à *Pasteurella* et bactéries apparentées", *Med Mal Infect*, V23, (1993), 520-5
105. Fafjar-Whetstone, C.J., Coleman, L., Biggs, D.R., Fox, B.C., " *Pasteurella multocida* septicemia and subsequent *Pasteurella dagmatis* septicemia in a diabetic patient", *J Clin Microbiol*, V33, (1995), 202-4
106. Tamura, H., Kuraoka, S., Nishi, T., Hidaka, Y., Nagata, H. and al. " *Pasteurella multocida* peritonitis in a 3-year-old patient undergoing peritoneal Dialysis :Case report and Review of the Littérature", *American Journal of Pediatrics*, V4, n°3, (2018), 52-55
107. Klotz, S.A., Ianas, V. and Elliott, S.P., "Cat-scratch Disease", *Am Fam Physician*. January, V83, n°2, (January 2011), 152-155.
108. Boillat, N. and Greub, G., "Maladie des griffes du chat et autres bartonelloses", *Rev Med Suisse*, V152, (2008); 4901-4907
109. Bass, J. W., Freitas, B. C., Freitas, A. D., Sisler, C. L., Chan, D. S., Vincent, J. M., Person, D. A., Claybaugh, J. R., Wittler, R. R., Weisse, M. E., Regnery, R. L. and Slater, L. N., "Prospective randomized double blind placebo-controlled evaluation of azithromycin for treatment of cat-scratch disease", *The Pediatric infectious disease journal*, V17, n°6, 447–452.
110. Butler, T., " *Capnocytophaga canimorsus*: an emerging cause of sepsis, meningitis, and post-splenectomy infection after dog bites", *Eur J Clin Microbiol Infect Dis*, V34, n°7, (July 2015), 1271-1280

111. Zajkowska, J., Król, M., Falkowski, D., Syed, N. and Kamieńska, A., "Capnocytophaga canimorsus – an underestimated danger after dog or cat bite, – review of literature", *Przegl Epidemiol*, V70, n°2, (2016), 289-295.
112. Hess, E., Renzi, F., Karhunen, P. and al. "Capnocytophaga canimorsus Capsular Serovar and Disease Severity, Helsinki Hospital District, Finland, 2000-2017", *Emerg Infect Dis*, V24, n°12 ;(December 2018);2195-2201.
113. Butler, T., "Capnocytophaga canimorsus: an emerging cause of sepsis, meningitis, and post-splenectomy infection after dog bites", *Eur J Clin Microbiol Infect Dis*, V34, n°7, (July 2015) ,1271-1280
114. Hundertmark ,M., Williams ,T., Vogel , A. and al., "Capnocytophaga canimorsus as Cause of Fatal Sepsis", *Case Rep Infect Dis*, (May 2019), 3537507.
115. Chomel, B.B., Morton, J.A., Kasten, R.W. and Chang, C.C., "First Pediatric Case of Tularemia after a Coyote Bite", *Case Rep Infect Dis*, (January 2016), 8095138
116. Cuthbert, B.J., Ross, W., Rohlfling, A.E. and al., "Dissection of the molecular circuitry controlling virulence in *Francisella tularensis*", *Genes Dev*, V31, n°15, (August 2017), 1549-1560
117. Faber, M., Heuner, K., Jacob, D. and Grunow, R., "Tularemia in Germany-A Re-emerging Zoonosis", *Front Cell Infect Microbiol*, V8, n°40, (February 2018)
118. Brook I. " Spectrum and treatment of anaerobic infections"., *J Infect Chemother*, V22, n°1, (January 2016), 1-13.
119. Morgan, M., " Hospital management of animal and human bites", *The Journal of hospital infection*, V61, n°1, (September 2005) 1–10.
120. Holt, J.G., "Bergeys manual of determinative bacteriology" ,9th edition, lapinscott, williams and wilkings ,baltimore USA, 75-12476
121. (Avril, J.L., Dabernat, H., Denis, F. and Monteil, H., "Bacteriologie clinique", Ellipses, Paris, (2000), 74-106

122. Richard ,Y., Menoueri, N., Guiguen, F., Favier, C., Borges ,E., Fontaine ,M., Oudar, J., Brunet, J. and Pailhac, C., "Pneumopathies de l'ageau de bergerie. "Etude bactériologique sur des poumons prélevés à l'abattoir", Rev Med Vét, V137, (1986) ,671-68.
123. Hariharan, H., Matthew, V., Fountain, J. and al., "aerobic bacteria from mucous membranes, ear canals, and skin wounds of feral cats in Grenada, and the antimicrobial drug susceptibility of major isolates", V34, n°2, (March 2011,) 129-134
124. Duclos, P., Caillet, J. and Javelot, P. "Flore bactérienne aérobie des cavités nasales du lapin d'élevage", V17, n°2, (1986), 185-190
125. Rautlin de la Roy, Y., Grignon, B., Grollier, G., Malo, N. and Paute, M.C., "Circonstances variées d'isolement de *Pasteurella multocida* en poitou. Aspects bactériologiques et épidémiologiques", Méd. Mal. Infect, V6, (1978) ,291-294
126. Aghababian, R.V., Conte, J.E., Jr., "Mammalian bite wounds", Ann Emerg Med, V9, n°2, (1980); 79-83
127. Goldstein, E. J., Citron ,D. M., Wield, B., Blackman, U., Sutter, V.L., Miller T.A. and Finegold, S. M., "Bacteriology of human and animal bite wounds", J. Clin. Microbiol, V8, n°6, (December 1978), 667-672.
128. POLKOWSKA, I.; Sobczyńska-Rak, A.; Szponder, T. and al., "the impact of periodontal disease on the heart and kidneys in dogs Kafkas", Univ Fak, V24, n°5 ,(July 2018) 633-638.
129. Lamont, R.J. and Jenkinson, H.F., "caries as an infectious disease. In oral microbiology at a Glance", Wiley-Blackwell , Singapore, (2010), 6-7)
130. Kaspar, U., von Lützu, A., Schlattmann, A., Roesler, U., Köck, R. and Becker, K., "Zoonotic multidrug-resistant microorganisms among small companion animals in Germany"., PloS one, V13, n°12, (December 2018), e0208364.
131. Misic, A. M., Davis, M. F., Tyldsley, A. S., Hodkinson, B. P., Tolomeo, P., Hu, B., Nachamkin, I., Lautenbach, E., Morris, D. O. and Grice, E. A., "The shared microbiota of humans and companion animals as evaluated from *Staphylococcus* carriage sites", Microbiome, V3, n°2, (January 2015).

132. Harvey, R.G. and Lloyd, D.H., "The distribution of staphylococci intermedius and coagulase negative staphylococci on the air, skin surface, within the air follicles and on the mucous membranes of dog", *V5*, (1994), 75 -81
133. Bierowiec, K., Płoneczka-Janeczko, K. and Rypuła, K., "Prevalence and Risk Factors of Colonization with *Staphylococcus aureus* in Healthy Pet Cats Kept in the City Households", *BioMed research international*, *V2016*, (September 2016), 3070524.
134. Morgan, M., "Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and animals: zoonosis or humanosis?". *The Journal of antimicrobial chemotherapy*, *V62*, n°6, (December 2008), 1181–1187.
135. Strommenger, B., Kehrenberg, C., Kettlitz, C., Cuny, C., Verspohl, J., Witte, W. and Schwarz, S., "Molecular characterization of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* strains from pet animals and their relationship to human isolates", *The Journal of antimicrobial chemotherapy*, *V 57*, n°3, (March 2006), 461–465.
136. Magleby, R., Bemis, D. A., Kim, D., Carroll, K. C., Castanheira, M., Kania, S. A., Jenkins, S. G. and Westblade, L. F., "First reported human isolation of *Staphylococcus delphini*", *Diagnostic microbiology and infectious disease*, *V 94*, n°3, (July 2019), 274–276.
137. Ross, J. J., "Septic Arthritis of Native Joints", *Infectious disease clinics of North America*, *V31*, n°2, (June 2017), 203–218.
138. Abba, Y., Ilyasu, Y. M. and Noordin, M. M., "Isolation and identification of bacterial populations of zoonotic importance from captive non-venomous snakes in Malaysia", *Microbial pathogenesis*, *V108*, (July 2017), 49–54.
139. Babalola, M.O. and Balogun, J.A., "The ecology and potential health risk of the oral microflora of *python regius* and *clelia scyntalina*, International", *Journal of Microbiology Research*, *V5*, n°1, (2013), 349-356

140. Drzewiecka, D., "Significance and Roles of *Proteus* spp. Bacteria in Natural Environments", *Microbial ecology*, V 72, n°4, (November 2016), 741–758.
141. Andrade, A.C.S., Santos, I.C.D., Barbosa, L.N. and al., "Antimicrobial Resistance and Extended-Spectrum Beta-Lactamase production in Enterobacteriaceae Isolates from Household Cats (*Felis silvestris catus*)", *Acta Scientiae Veterinariae*, V47, (2018), 1630
142. Awoyomi, O.J. and Ojo, O.E.; "antimicrobial resistance in aerobic bacteria isolated from oral cavities of hunting dogs in rural areas of Ogun State, Nigeria. Sokoto", *Journal of Veterinary Sciences*, V12, n°3, (December 2014), 47-51
143. Art, D., "portage buccale des *Pasteurella* chez le chien et le chat. antibiorésistance et pouvoir pathogène expérimental", *Ann Med Vét*, V128, n°3, (Mars 1984), 361-368.
144. Hubbert, W.T. and Rosen, M.N.; "*Pasteurella multocida* infections: *Pasteurella multocida* infection due to animal bite", *Am J Pub Health*, V.60, n°6; (June 1970); 1103-1108.
145. Arnbjerg, J., "*Pasteurella multocida* from canine and feline teeth, with a case report of glossitis calcinosa in a dog caused by *P. multocida*", *Nordisk veterinærmedicin*, V30, n°(7-8), (August 1978), 324–332.
146. MAGAJI, A.A.; Saulawa, M.A.; Salihu, M.D., Junaidu, A.U. and al., "Ora microflora of stray domestic cats (*Felis catus*) found in the premises of two human hospitals in Sokoto, Nigeria", V7, n°1, (May 2008); 9-12
147. Esterre, P., "Flore buccale des carnivores domestiques et pathologie de la muqueuse associée", *Le point Vét*, V12, (1981), 73-79.
148. Oudar, J.; Joubert, L.; Prave, M.; Dickele, C. and Munos-Trana, J.C., "le portage buccal de *Pasteurella multocida* chez le chat : étude épidémiologique, biochimique et sérologique", *Bull soc sci vet med Comp Lyon*, V74, n°5, (1973), 353-357
149. GARNIER; J.P., Escande, F.; Andre, G. and Larrat, M., "Characterization of *Pasteurella* from gingival scraping of dogs and cats", *Compar Immunol Microbiol Infect Dis*, V16, n°1, (January 1993), 77-85

150. Sager, M., Benten, W.P., Engelhardt, E., Gougoula, C. and Benga, L., "Characterization of Biofilm Formation in [*Pasteurella*] *pneumotropica* and [*Actinobacillus*] *muris* Isolates of Mouse Origin", *PloS one*, V10, n°10, (October 2015): e0138778.
151. Benga, L., Sager, M. and Christensen, H., "From the [*Pasteurella*] *pneumotropica* complex to *Rodentibacter* spp. an update on [*Pasteurella*] *pneumotropica*. *Veterinary microbiology.*, V217, (April 2018) ,121–134.
152. Awosile, B.B., McClure, J.T., Saab, M.E. and Heider, L.C., "Antimicrobial resistance in bacteria isolated from cats and dogs from the Atlantic Provinces, Canada from 1994-2013", *The Canadian veterinary journal*, V59, n°8, (August 2018), 885–893.
153. Lappin, M.R., Blondeau, J., Boothe, D., Breitschwerdt, E.B., Guardabassi, L., Lloyd, D.H., Papich, M.G., Rankin, S.C., Sykes, J. E., Turnidge, J. and Weese, J.S. "Antimicrobial use guidelines for treatment of respiratory tract disease in dogs and cats: antimicrobial guidelines working group of the international society for companion animal infectious diseases", *Journal of veterinary internal medicine*, V31, n°2, (March 2017), 279–294.
154. Michael, G.B., Bossé, J.T. and Schwarz, S., "Antimicrobial Resistance in *Pasteurellaceae* of Veterinary Origin", *Microbiology spectrum*, V6, n°3, (May 2018), 10.1128
155. Pomares, G., Huguet, S., Dap, F. and Dautel, G., "contaminated wounds : effectiveness of debridement for reducing bacterial load", *Hand Surg Rehabil*, V35, n°4, (September 2016), 266-270
156. Kelly, P.J., Mason, P.R., Els, J. and Matthewman, L.A., "Pathogenes in dog bite wounds in dogs in Harare, Zimbabwe", *Vet Rec*, V131, (1992), 464-466
157. Callahan, M.L., "Treatment of common dog bites: infection risk factors", *J Am Coll Emerg Physicians*, V7, (1978), 83-87