

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire



N° d'ordre : 07/PEF/2025

Domaine : Sciences de la nature et de la vie
Filière : Sciences vétérinaires

Mémoire de fin d'études

Pour l'obtention du diplôme de Docteur
En
Médecine vétérinaire
THEME

Identification des agents pathogènes impliqués dans l'infection des plaies chez chiens et chats

Présenté par :

Melle : IMTIR Ilhem,
Melle : BELKELFA Iness

Soutenu publiquement, le 25 juin 2025

Devant le jury :

Mme. BAZIZI Ratiba	MCA (ENSV)	Présidente
Mme. BEN MOHAND Chabha	MAA (ENSV)	Examinateuse
Mme. ZENAD Ouahiba	MCA (ENSV)	Promotrice
Mme. GUESSOUM Meryem	MCA (ENSV)	Co Promotrice

Déclaration sur l'honneur

Nous, soussignées **IMTIR Ilhem** et **BELKHELFA Ines**, déclarons être pleinement conscientes que le plagiat de document ou d'une partie de document publié, sous toute forme de support, y compris Internet, constitue une violation des droits d'auteur ainsi qu'une fraude caractérisée.

En conséquence, nous nous engageons à citer toutes les sources que nous avons utilisées pour la rédaction de ce mémoire.

Remerciements

« La reconnaissance est la mémoire du cœur. »

Nous souhaitons ouvrir cette page avec un profond sentiment de gratitude envers toutes les personnes qui, par leur présence, leur soutien ou leurs conseils, ont contribué à la réalisation de ce travail.

*Nous exprimons notre sincère reconnaissance à **Madame Zenad Wahiba** pour son accompagnement bienveillant, son écoute attentive et la qualité de ses conseils qui ont enrichi chaque étape de ce mémoire. Son soutien nous a été précieux, et nous lui en sommes profondément reconnaissantes.*

*Nos plus vifs remerciements s'adressent à **Madame Guessoum Meryem**, Maître de conférences à l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger, pour nous avoir fait l'honneur d'assurer l'encadrement de ce travail. Sa disponibilité exemplaire, sa patience inlassable, sa bienveillance constante et la rigueur scientifique qu'elle incarne ont été des piliers essentiels tout au long de ce projet. Nous lui témoignons toute notre gratitude pour l'attention qu'elle a portée à notre progression et pour la richesse de son accompagnement.*

*Nous remercions également **Madame Benmohand Chabha** et **Madame Baazizi Ratiba**, qui nous font l'honneur de participer au jury de ce mémoire, pour l'intérêt qu'elles portent à notre travail et pour leurs retours que nous accueillons avec beaucoup d'estime.*

*Nos remerciements vont également au **Dr Aigoune**, au **Dr Larbi Amine**, ainsi qu'à l'ensemble des vétérinaires et des cabinets vétérinaires qui ont généreusement contribué à la phase de prélèvement. Leur disponibilité et leur collaboration ont été d'une aide précieuse et sincèrement appréciée.*

Ce travail est bien plus qu'un mémoire : il est le reflet d'un chemin parcouru avec passion, persévérance et engagement. Nous remercions du fond du cœur toutes celles et ceux qui ont contribué, de près ou de loin, à cette belle réalisation.

Dédicaces (Iness)

Je dédie ce travail

À mes chers parents Mohamed et Rabiaa source de vie et d'amour, ceux qui m'ont arrosé de tendresse et d'espoir et quoi que je fasse ou que je dise, je ne saurai point les remercier comme il se doit.

À mes frères: Rayane et Yanis.

À Madame GUESSOUM Myriam, ma chère promotrice

À toutes les personnes de ma famille.

A mon binôme que j'adore du plus profond de mon cœur.

A mes amis et collègues de ma promotion.

Dédicaces (Ilhem)

Je dédie ce travail

À mes chers parents, ma raison de vivre.

Aucun mot ne saurait réellement exprimer toute ma gratitude envers vous. Merci ne suffira jamais.

À mon papa adoré, Ghassane,

Toi qui m'as soutenue sans relâche, dans les moments les plus simples comme les plus difficiles. Tu as toujours été là, jusqu'à la dernière minute, avec une générosité sans limite, ماديًا و معنوياً. Tu es mon pilier, mon exemple, mon héros.

À ma maman chérie, Soozy,

Une femme si unique, si précieuse. Tu as joué à la fois le rôle de maman et celui de meilleure amie. Tu as cru en moi quand je doutais, tu m'as soutenue de tout ton amour, et tu ne cesses jamais de m'inspirer. Je t'aime plus que les mots ne puissent le dire.

À mes deux petites sœurs adorées,

Israe, la plus belle fille du monde, ma personne préférée sur cette Terre, ma confidente, mon éclat de rire quotidien. Être ta grande sœur est l'un des plus beaux cadeaux de ma vie.

Tasnim, ma petite étoile, la plus mignonne des filles, ma mini-moi, ma future consœur vétérinaire. Je vous aime toutes les deux plus que tout au monde. Je vous souhaite une vie pleine de bonheur, de réussite et de rêves réalisés.

À mon cher grand frère Mahmoud,

Merci d'être toi. Je t'aime énormément et je te souhaite tout le bonheur et le succès que tu mérites.

À ma chère promotrice, Dr. GESSOUM Myriam,

La meilleure encadrante qu'on puisse rêver d'avoir. Merci pour votre gentillesse, votre disponibilité, votre bienveillance et votre accompagnement exceptionnel. Vous avez rendu ce chemin beaucoup plus doux. Vous êtes pour moi la meilleure enseignante de cette école et ma préférée, sans l'ombre d'un doute. Toute personne ayant la chance de croiser votre chemin est véritablement bénie

À ma très chère binôme Inès,

Merci d'avoir été la partenaire idéale durant cette année. Tu as accompli ton travail avec sérieux, douceur et bienveillance. Je t'adore du fond du cœur.

À mes merveilleuses besties : Wisso, Houda, Lamia, Asma,

Je vous aime infiniment ! Merci d'être, chacune à votre façon, cette étincelle de douceur qui embellit ma vie

À mon cher ami et partenaire de projet, Imad,

Merci pour ton aide précieuse et ton soutien sans hésitation

À ma cousine adorée, Salsabil et ma famille chérie,

À tous ceux qui m'aiment et que j'aime. Une pensée toute particulière à ceux qui souffrent dans les guerres, en particulier à Gaza que votre force et votre courage soient honorés à travers chaque réussite.

À toi dear Alae et mes cuties Sabrina, Mini Sara, Farwella, Neila et Sarah Aït,

Je vous aime tendrement.

À mes collègues de promo et mes amis de l'école et d'ailleurs, même ceux que je n'ai jamais rencontrés en vrai,

À toutes les personnes que j'aime, mes chers abonnés de la page iliovet,

Et une mention spéciale **À la toute première personne qui m'a appelée Ilio...** Ce surnom est désormais une partie de moi .

Résumé

Les infections de plaies chez les carnivores domestiques sont fréquentes en médecine vétérinaire et peuvent poser des difficultés thérapeutiques, surtout face à l'augmentation de la résistance bactérienne. Ce travail a été mené dans le but d'identifier les agents bactériens les plus fréquemment rencontrés dans les plaies infectées chez les chiens et les chats, et d'évaluer leur sensibilité aux antibiotiques en utilisant deux approches différentes : une méthode classique reposant sur la culture bactérienne et l'antibiogramme par diffusion en disque, et une méthode plus rapide, le Speed Biogram.

Un total de 30 échantillons a été prélevé, avant tout traitement antibiotique, sur des animaux présentant des plaies de nature variée (traumatiques, postopératoires, morsures, spontanées), dont 20 chiens (66,7 %) et 10 chats (33,3 %). Les infections étaient majoritairement monomicrobiennes (70 %). Les principales bactéries isolées sont *Staphylococcus pseudintermedius* (40 %), *Escherichia coli* (20 %), *Pseudomonas aeruginosa* (13,3 %), *Proteus mirabilis* (10 %), *Streptococcus* spp. (10 %) et *Enterococcus* spp. (6,7 %).

Concernant les profils de résistance, une résistance élevée à la doxycycline a été observée chez *E. coli* (50 %), ainsi qu'à l'amoxicilline-acide clavulanique chez *Proteus mirabilis* (66 %). À l'inverse, *Pseudomonas aeruginosa* s'est révélé totalement sensible à la gentamicine. La comparaison entre les deux méthodes a montré une concordance globale de 93 %, avec un délai de réponse plus court pour le Speed Biogram (24 heures), contre 48 à 72 heures pour la méthode classique.

Ces résultats mettent en évidence l'importance d'une approche thérapeutique basée sur une identification précise des pathogènes et une évaluation rapide de leur sensibilité, afin d'éviter les traitements empiriques inadaptés et de contribuer à la lutte contre l'antibiorésistance en médecine vétérinaire.

Mots clés : Plaies infectées, chiens, chats, antibiogramme, Speed Biogram, antibiorésistance, identification bactérienne.

Abstract

Wound infections in companion animals are common in veterinary medicine and can present therapeutic challenges, particularly with the increasing emergence of bacterial resistance. This study was conducted to identify the most frequently encountered bacterial agents in infected wounds in dogs and cats, and to assess their antibiotic susceptibility using two different approaches: a conventional method based on bacterial culture and disk diffusion antibiogram, and a faster technique known as the Speed Biogram.

A total of 30 samples were collected prior to any antibiotic treatment from animals with various types of wounds (traumatic, postoperative, bite-related, or spontaneous), including 20 dogs (66.7%) and 10 cats (33.3%). Most infections were monomicrobial (70%). The main bacterial species isolated were *Staphylococcus pseudintermedius* (40%), *Escherichia coli* (20%), *Pseudomonas aeruginosa* (13.3%), *Proteus mirabilis* (10%), *Streptococcus spp.* (10%), and *Enterococcus spp.* (6.7%).

Regarding resistance patterns, *E. coli* showed high resistance to doxycycline (50%), and *Proteus mirabilis* to amoxicillin-clavulanic acid (66%). In contrast, *Pseudomonas aeruginosa* was fully sensitive to gentamicin. The comparison between the two methods revealed an overall concordance rate of 93%, with a shorter response time for the Speed Biogram (24 hours) compared to the conventional method (48 to 72 hours).

These findings highlight the importance of relying on accurate pathogen identification and rapid susceptibility testing to guide appropriate antibiotic therapy and help reduce the spread of antimicrobial resistance in veterinary practice.

Keywords: Infected wounds, dogs, cats, antibiogram, Speed Biogram, antimicrobial resistance, bacterial identification

المُلْخَص

تُعد التهابات الجروح عند الحيوانات الأليفة من الحالات الشائعة في الطب البيطري، وغالباً ما تطرح تحديات علاجية، خاصةً مع تزايد ظهور سلالات بكتيرية مقاومة للمضادات الحيوية. تم إجراء هذه الدراسة بهدف تحديد العوامل البكتيرية الأكثر شيوعاً في الجروح المصابة لدى الكلاب والقطط، وتقدير مدى حساسيتها للمضادات الحيوية باستخدام منهجين مختلفين: الطريقة التقليدية المعتمدة على الزرع البكتيري واختبار الحساسية طريقة الانتشار على الأفراد، وطريقة أسرع. تُعرف باسم "سيبي بيورغرام" تم جمع 30 عينة من جروح مختلفة (رضية، ما بعد الجراحة، ناتجة عن عضات، أو تلفيات) قبل بدء أي علاج بالمضادات الحيوية، وشملت العينات 20 كلباً (بنسبة 66.7%) و 10 قطط (33.3%). وقد كانت معظم الإصابات أحادية البكتيريا (*Staphylococcus pseudintermedius* (40%), *Escherichia coli* (20%), *Pseudomonas aeruginosa* (13.3%), *Proteus mirabilis* (10%), *Streptococcus spp.* (10%) و *Enterococcus spp.* (6.7%). مقاومة مرتفعة تجاه الدوسيكسيكلين (50%)، بينما أظهرت *E. coli* أما من حيث مقاومة المضادات الحيوية، فقد أظهرت مقاومة عالية تجاه الأموكسيسيلين مع حمض الكلافولانيك (66%). في المقابل، كانت *Proteus mirabilis* حساسة تماماً للجنتاميسين. وقد أظهرت المقارنة بين الطريقتين توافقاً عاماً بنسبة 93%، *Pseudomonas aeruginosa* مع فارق زمني ملحوظ لصالح "سيبي بيورغرام" (24 ساعة) مقارنة بالطريقة التقليدية (48 إلى 72 ساعة) تُثريز هذه النتائج أهمية الاعتماد على تشخيص دقيق وسريع للعوامل الممرضة لتوجيه العلاج بشكل فعال، والحد من الاستخدام العشوائي للمضادات الحيوية، وبالتالي المساهمة في مواجهة ظاهرة المقاومة البكتيرية في المجال البيطري الكلمات المفتاحية الكلاب، القطط، اختبار الحساسية، سبيبي بيورغرام، المقاومة البكتيرية، التعرف البكتيري

Table des matières

Remerciements	
Résumé	
Dédicaces	
Liste des Figures	
Liste des tableaux	
Introduction	01
Partie bibliographique	02
I Généralités sur les infections des plaies	02
I.1 Types d'infections	02
I.2 Facteurs de risque associés chez les chiens et les chats	03
I.2.1 Facteurs liés à l'animal	03
I.2.2 Facteurs liés à l'intervention chirurgicale	03
I.2.3 Facteurs environnementaux	03
I.3 Implications cliniques et économiques	04
I.3.1 Implications cliniques	04
I.3.2 Implications économiques	04
II Pathogènes fréquents impliqués dans les infections des plaies	04
II.1 Bactéries	05
II.1.1 Cocci Gram positifs	05
II.1.2 Bacilles Gram négatifs	05
II.2 Champignons	06
II.3 Virus (cas exceptionnels)	06
III Mécanismes de pathogénie	06
III.1 Modes d'infection et de colonisation	07
III.1.1 Contamination intra opératoire	07
III.1.2 Contamination postopératoire	07
III.1.3 Transmission hématogène	07

III.2	Facteurs de virulence	07
III.2.1	Adhésion aux tissus de l'hôte	08
III.2.2	Production de toxines et d'enzymes	08
III.2.3	Résistance aux antibiotiques	08
III.3	Réponse immunitaire de l'hôte	09
III.3.1	Réponse inflammatoire initiale	09
III.3.2	Phagocytose par les cellules immunitaires	09
III.3.3	Réponse adaptative	09
IV	Diagnostic des infections de plaies	09
IV.1	Signes cliniques d'alerte : indicateurs clés	10
IV.1.1	Critères cliniques classiques	10
IV.1.2	Signes additionnels évocateurs	10
IV.2	Cas cliniques particuliers	10
IV.2.1	Le pied diabétique	10
IV.2.2	Infections sur matériel	11
IV.2.3	Ulcères artériels	11
IV.3	Examens complémentaires	11
IV.4	Analyses microbiologiques	11
IV.4.1	Indications	11
IV.4.2	Méthodes recommandées	11
IV.5	Examens biologiques et radiologiques	11
IV.6	Techniques avancées	11
IV.6.1	PCR et séquençage ADN	12
V	Traitements des plaies chez les carnivores domestiques	12
V.1	Premiers soins : la règle des 3R	12
V.2	Traitements locaux des plaies	13
V.3	Classification et prise en charge	13
V.4	Antibiothérapie raisonnée	13
V.5	Durée du traitement	13
V.6	Antibiotiques à éviter en première intention	14

VI	Pansements intelligents et intelligence artificielle	14
VI.1	Introduction rapide à l'IA appliquée aux infections de plaies	14
VI.2	Applications concrètes en médecine humaine	15
VI.3	Transposition en médecine vétérinaire	15
VI.4	Avantages et limites	16
VI.5	Perspectives futures et recherches en cours	16
VII	Pronostic	17
VIII	Prophylaxie	18
VIII.1.	Prophylaxie sanitaire	18
VIII.2.	Prophylaxie médicale	19
VIII.3.	Antibioprophylaxie chirurgicale	20
Partie Expérimentale		
I.	Matériel et Méthodes	21
II.	Résultats	30
III.	Discussion	38
	Conclusion	40
	Références bibliographiques	41

Liste des figures

N° de figure	Titre / Légende (si connue)	Page
Figure 1	Le matériel utilisé pour l'application des deux techniques d'identification bactérienne	22
Figure 2	Les différents milieux de cultures utilisés.	23
Figure 3	plaie chez un chat au niveau de la patte	23
Figure 4	le speed biogram.(photo personnelle)	26
Figure 5	préparation de l'échantillon.	26
Figure 6	préparation et identification de la galerie.	28
Figure 7	ensemencement de la galerie	28
Figure 8	Mise en culture	29
Figure 9	changement de couleur des puits de kit signe d'une positivité (photo personnelle).	29
Figure 10	réalisation de l'antibiogramme.	30
Figure 11	Répartition des prélèvements de plaies infectées selon l'espèce animale	31
Figure 12	Répartition des plaies infectées selon leur origine	31
Figure 13	plaie chez un chat au niveau de la patte gauche.	32
Figure 14	Nature des infections	32
Figure 15	Fréquence des bactéries isolées	33
Figure 16	Comparaison des profils de résistance antibiotique entre la méthode classique et le Speed Biogram chez différentes bactéries isolées	34
Figure 17	La concordance entre les deux méthodes et le délai de réponse moyen	35
Figure 18	Plaie chez un chat au niveau de la bouche (dans la clinique chirurgie de l'ENSV)	38

Liste des tableaux

N° de tableau	Titre	Page
Tableau 1	Examens complémentaires pour l'évaluation des plaies infectées chez les carnivores domestiques (IWII, 2016)	22
Tableau 2	Classification clinique et prise en charge des infections des plaies (Rev Med Suisse, 2013)	24
Tableau 3	Choix d'antibiotiques selon le type de plaie et l'agent pathogène (Weese et al., 2011)	25
Tableau 4	Familles d'antibiotiques à éviter ou à réserver en pratique vétérinaire (Weese et al., 2011)	26
Tableau 5	Évolution clinique et pronostic des plaies infectées chez les carnivores domestiques selon leur type	28

Introduction

Les infections de plaies représentent une complication fréquente chez les carnivores domestiques, en particulier les chiens et les chats, à la suite de traumatismes, d'interventions chirurgicales ou de morsures. Elles constituent un enjeu majeur en médecine vétérinaire, pouvant retarder la cicatrisation, aggraver l'état général de l'animal, voire entraîner des complications systémiques graves (**Bissonnette et al., 2018**).

Ces infections sont généralement d'origine bactérienne, avec des germes opportunistes présents dans l'environnement ou sur la flore cutanée normale. L'identification rapide et précise des agents pathogènes impliqués est essentielle pour instaurer un traitement ciblé, limiter les échecs thérapeutiques, et réduire l'émergence de résistances (**Weese et al., 2019**). Cette identification repose sur des méthodes de microbiologie conventionnelle (culture sur milieux sélectifs, tests biochimiques, antibiogramme par diffusion), qui restent des outils de référence en laboratoire vétérinaire (**Papich, 2020**).

Cependant, ces techniques nécessitent un délai de 48 à 72 heures avant l'obtention des résultats, ce qui peut retarder la mise en place d'un traitement adapté. C'est pourquoi des méthodes alternatives plus rapides, comme les kits automatisés ou semi-automatisés, ont été développées ces dernières années. Parmi ceux-ci, le système Speed Biogram permet une identification bactériologique ainsi qu'un test de sensibilité en seulement 24 heures, tout en présentant une bonne corrélation avec les méthodes standards (**Chen et al., 2022 ; BioVeto Test, 2023**).

La montée inquiétante de l'antibiorésistance en médecine vétérinaire, exacerbée par une utilisation excessive ou inappropriée des antibiotiques, renforce la nécessité d'un diagnostic microbiologique rigoureux (**Guardabassi et Prescott, 2015**). Réaliser un antibiogramme, qu'il soit classique ou automatisé, permet de guider le choix de la molécule la plus efficace et de préserver les antibiotiques critiques.

Ce travail vise à identifier les principales bactéries responsables d'infections de plaies chez les chiens et les chats, tout en comparant deux approches diagnostiques : une méthode conventionnelle, et un test rapide. L'objectif est de fournir des données utiles pour une prise en charge plus ciblée, tout en sensibilisant à l'importance du diagnostic microbiologique face au risque croissant d'antibiorésistance.

Partie Bibliographique

I. Généralités sur les infections des plaies

Une plaie peut être définie comme une rupture de la continuité anatomique des tissus corporels, causée par un traumatisme (morsure, coupure, écrasement) ou par une intervention chirurgicale. En médecine vétérinaire, les plaies infectées constituent une problématique fréquente et préoccupante, particulièrement chez les chiens et les chats, du fait de leur comportement (léchage, grattage), de la diversité des milieux de vie, et des variations individuelles en matière de cicatrisation.

Les infections associées aux plaies entraînent un retard de cicatrisation, une aggravation de l'état clinique de l'animal, et peuvent évoluer vers des complications graves, comme des septicémies, voire des défaillances multiviscérales. Elles représentent également un enjeu économique majeur du fait de l'allongement des hospitalisations, des traitements intensifs nécessaires, et du stress induit chez les propriétaires et les praticiens (**Kirpenstein & Ter Haar, 2020**).

Face à ces risques, le vétérinaire doit maîtriser les mécanismes physiopathologiques de la cicatrisation, ainsi que les facteurs de risque spécifiques aux infections, afin d'optimiser la prévention, le diagnostic précoce et la prise en charge thérapeutique.

I.1. Types d'infections

Les infections des plaies postopératoires sont classées selon la profondeur tissulaire, leur localisation anatomique, et leur temporalité par rapport à l'intervention. Selon la classification de la *Veterinary Society of Surgical Infection (VSSI, 2010)*, une infection du site opératoire (ISO) doit être suspectée dans les 30 jours suivant la chirurgie, en présence de rougeur, œdème, écoulement purulent, douleur ou déhiscence.

- **Infections superficielles** : limitées à la peau et au tissu sous-épidermique. Elles sont fréquentes après des traumatismes mineurs ou des interventions de convenance. Les signes cliniques incluent inflammation locale, écoulement séreux ou purulent, et douleur modérée (**Joaquin et al., 2013**).
- **Infections profondes** : elles touchent les tissus musculaires, les fascias, et parfois l'os (ostéomyélite). Ces cas nécessitent souvent une prise en charge prolongée avec antibiothérapie ciblée et soins chirurgicaux (**Rudolph et al., 1992**).
- **Infections systémiques ou septicémies** : lorsque l'infection s'étend à la circulation générale, les signes cliniques incluent fièvre, abattement, hypotension, et parfois un état de choc (**Torrente et al., 2005**).

I.2. Facteurs de risque associés chez les chiens et les chats

Les infections sont influencées par des facteurs intrinsèques à l'animal et des facteurs extrinsèques liés à l'environnement ou à l'intervention chirurgicale.

I.2.1. Facteurs liés à l'animal

1. Âge et état général

Les animaux jeunes ont un système immunitaire immature, tandis que les sujets âgés présentent une immunosénescence et une altération de la perfusion tissulaire, réduisant la capacité de cicatrisation (**Barton et al., 2007**). La dénutrition, la cachexie ou un état général dégradé aggravent ce risque.

2. Comorbidités

Les maladies chroniques comme le diabète sucré, l'insuffisance rénale chronique, l'hypothyroïdie ou le syndrome de Cushing perturbent l'équilibre immunitaire et ralentissent la régénération tissulaire (**Rizzo et al., 2016**).

3. Obésité

L'excès de tissu adipeux est peu vascularisé, entraînant une mauvaise oxygénation des tissus. L'obésité est aussi associée à un état inflammatoire chronique, à un risque élevé de déhiscence, et à des complications infectieuses postopératoires (**Williams et al., 2012**).

I.2.2. Facteurs liés à l'intervention chirurgicale

1. Nature et type de chirurgie

Les chirurgies orthopédiques, abdominales et celles nécessitant des implants sont plus exposées aux infections, surtout en cas de corps étranger persistant ou de terrain septique (**Bailey et al., 2010**).

2. Durée de l'anesthésie et de l'intervention

Une anesthésie prolongée favorise l'hypothermie peropératoire, réduisant la perfusion et la réponse immunitaire (**Ehrlich et al., 2013**). De plus, le temps opératoire prolongé accroît le risque de contamination bactérienne.

3. Conditions d'asepsie

Une rupture de la chaîne aseptique, une mauvaise préparation du site opératoire ou des instruments non stériles favorisent l'entrée de bactéries opportunistes. Une mauvaise hémostase favorise les hématomes et les zones de nécrose, milieux idéaux pour les pathogènes (**Miller et al., 2011**).

I.2.3. Facteurs environnementaux

1. Qualité de l'environnement chirurgical

Une salle opératoire mal ventilée ou mal désinfectée augmente les risques. La qualité du matériel et la discipline de l'équipe sont fondamentales.

2. Soins postopératoires

Le non-respect des consignes, le léchage de la plaie, et l'absence de surveillance peuvent compromettre la guérison. L'éducation du propriétaire est donc essentielle (**Ducassou et al., 2015**).

I.3. Implications cliniques et économiques

I.3.1. Conséquences cliniques

Les infections compliquent la cicatrisation, avec risque de récidive, de fistulisation, voire de septicémie. Dans les cas graves non pris en charge, une euthanasie peut être envisagée (**Schaeffer et al., 2014**). Parmi les complications fréquentes :

- Déhiscence (réouverture de la plaie),
- Abcès sous-cutanés,
- Pyodermite secondaire, surtout chez les races à peau plissée ou par temps chaud.

L'hospitalisation prolongée accroît la souffrance de l'animal et la charge émotionnelle du propriétaire (**Horne et al., 2018**).

I.3.2. Impact économique

Le traitement d'une infection postopératoire est coûteux :

- Médicaments (antibiotiques à spectre large ou ciblé),
- Pansements avancés,
- Chirurgies correctives,
- Soins infirmiers répétés.

Ces coûts peuvent devenir prohibitifs pour les propriétaires non assurés, menant parfois à l'interruption des soins (**Burgess et al., 2012**).

II. Pathogènes fréquents impliqués dans les infections des plaies

Les infections des plaies, notamment postopératoires, sont principalement causées par des agents pathogènes opportunistes, parmi lesquels les bactéries occupent une place prédominante. Les champignons et, plus rarement, les virus peuvent également être impliqués, en particulier chez les animaux immunodéprimés. Ces microorganismes peuvent coloniser le site opératoire dès l'intervention ou ultérieurement, entraînant des complications locales et systémiques susceptibles de compromettre la cicatrisation (**Höning et al., 2013**).

Selon le délai d'apparition, on distingue les infections précoces, survenant dans les heures ou les premiers jours après la chirurgie, et les infections tardives, qui peuvent apparaître plusieurs semaines après l'intervention (**Ducassou et al., 2015**).

II.1. Bactéries

Les bactéries représentent la principale cause d'infections de plaies. Elles peuvent être classées selon leur morphologie (Cocci ou bacilles) et leur comportement vis-à-vis de la coloration de Gram (Gram positif ou Gram négatif). Ces classifications permettent d'orienter le diagnostic et le choix des antibiotiques.

II.1.1. Cocci Gram positifs

Ces bactéries, de formes sphérique et colorées en violet à la coloration de Gram, sont souvent responsables d'infections cutanées et superficielles chez les chiens et les chats.

- ***Staphylococcus aureus*** : Pathogène majeur des infections postopératoires, il est capable de produire des toxines et enzymes favorisant sa dissémination. Il peut causer des douleurs, des suppurations, voire des septicémies. Sa forme résistante à la méthicilline (SARM) représente un enjeu important en médecine vétérinaire en raison de sa multi-résistante aux antibiotiques (**Moss et al., 2017**).
- ***Staphylococcus pseudintermedius*** : Commensal de la peau et du phanère chez le chien, il est fréquemment impliqué dans les infections de plaies. Bien que généralement moins virulent que *S. aureus*, il peut devenir pathogène dans un contexte postopératoire, surtout en cas de soins insuffisants ou d'hygiène défaillante.
- ***Streptococcus spp.*** : Ces Cocci, souvent isolés dans les infections des tissus mous, peuvent causer des infections superficielles ou profondes, en particulier les espèces *Streptococcus canis* et *Streptococcus equi*. En l'absence de traitement rapide, elles peuvent évoluer vers des infections systémiques (**Giroto et al., 2013**).

II.1.2. Bacilles Gram négatifs

Colorés en rose à la coloration de Gram, ces bacilles sont fréquemment impliqués dans les infections profondes ou nosocomiales, en particulier lors d'interventions abdominales, orthopédiques ou en présence de dispositifs implantables.

- ***Escherichia coli*** : Bactérie opportuniste appartenant à la flore digestive normale, *E. coli* peut contaminer les plaies chirurgicales lors d'interventions abdominales. Elle est souvent responsable d'infections urinaires, d'abcès, de péritonites et de septicémies. La résistance croissante aux céphalosporines et aux fluoroquinolones complique son traitement (**De La Fuente et al., 2019**).
- ***Pseudomonas aeruginosa*** : Ce bacille aérobie strict est redouté pour sa résistance intrinsèque élevée et sa capacité à former des biofilms. Il est souvent associé à des infections des plaies profondes, notamment en chirurgie orthopédique ou lors de plaies chroniques. Sa

gestion thérapeutique difficile en raison de sa faible sensibilité aux antibiotiques classiques (**Vassallo et al., 2018**).

- ***Klebsiella pneumoniae*** : Responsable d'infections urinaires, respiratoires et abdominales, cette bactérie peut entraîner des plaies graves, notamment en cas de comorbidité ou d'hospitalisation prolongée. Les souches productrices de carbapénémases (KPC) représentent un défi majeur pour les traitements (**López et al., 2017**).

II.2. Champignons

Bien que moins fréquentes, les infections fongiques peuvent apparaître en contexte de dysbiose, d'immunosuppression ou après une antibiothérapie prolongée. Elles peuvent être superficielles ou envahir les tissus profonds.

- ***Candida spp.*** : Principalement *Candida albicans*, ces levures peuvent coloniser les plaies chirurgicales ou infecter des dispositifs médicaux comme les cathéters. Les animaux immunodéprimés ou sous antibiothérapie à large spectre sont particulièrement à risque. Ces infections peuvent évoluer vers des formes systémiques graves (**Jones et al., 2014**).
- ***Aspergillus spp.*** : Ces champignons filamenteux sont des agents pathogènes opportunistes, particulièrement en cas de chirurgie des voies respiratoires ou des sinus. *Aspergillus fumigatus* est le plus fréquemment impliqué. Il peut causer des infections nécrosantes profondes, parfois résistantes aux traitements antifongiques conventionnels (**McManus et al., 2016**).

II.3. Virus (cas exceptionnels)

Les infections virales du site opératoire sont rares, mais peuvent intervenir chez les animaux immunodéprimés, compromettant la réponse immunitaire et ralentissant la cicatrisation.

- **Herpèsvirus canin (CHV-1)** : Bien que principalement associé aux maladies respiratoires et néonatales, ce virus peut réactiver une infection latente en période de stress ou d'immunosuppression, perturbant la régénération tissulaire post-chirurgicale (**Miller et al., 2019**).
- **Virus de la leucose féline (FeLV)** : Chez les chats infectés, la suppression immunitaire induite par le FeLV augmente le risque d'infection secondaire, y compris au niveau des plaies chirurgicales. La cicatrisation est souvent plus lente, et les complications infectieuses plus fréquentes (**Paltrinieri et al., 2016**).

III. Mécanismes de pathogénie

Les infections des plaies chez les chiens et les chats surviennent à la suite de l'introduction de micro-organismes pathogènes dans le tissu cutané lésé. Ces infections peuvent compromettre

le processus de cicatrisation, prolonger la durée de guérison et entraîner diverses complications locales ou systémiques.

III.1. Modes d'infection et de colonisation

Les agents pathogènes peuvent coloniser une plaie par plusieurs voies, notamment par contact direct avec des surfaces contaminées, l'environnement, ou par auto-inoculation à partir de la flore cutanée ou muqueuse de l'animal. La survenue d'une infection dépend de nombreux facteurs : l'état général de l'animal (immunodépression, âge, maladies concomitantes), les caractéristiques de la plaie (profondeur, étendue, nécrose, corps étrangers), ainsi que la virulence et la capacité d'adhésion des micro-organismes impliqués.

III.1.1. Contamination primaire de la plaie

La contamination peut survenir dès la formation de la plaie, notamment lorsqu'elle est causée par un traumatisme (morsure, griffure, accident, corps étranger, etc.). Si les conditions environnementales sont insalubres ou si les soins initiaux sont tardifs ou inadéquats, des micro-organismes peuvent être directement introduits dans les tissus. Les bactéries présentes sur la peau, les muqueuses, ou dans l'environnement (sols, objets souillés, surfaces contaminées) peuvent coloniser la plaie, favorisant le développement d'une infection (**Höning et al., 2013**).

III.1.2. Contamination secondaire

Une plaie déjà ouverte peut se contaminer secondairement en l'absence de soins appropriés. Cela inclut une hygiène insuffisante, des manipulations non stériles lors du nettoyage ou du changement de pansements, ou encore un léchage excessif par l'animal, favorisant l'introduction de bactéries buccales dans les tissus sous-cutanés. Ce type de contamination est fréquent en pratique clinique et constitue un facteur de complication important dans la cicatrisation (**Bailey et al., 2010**).

III.1.3. Contamination hématogène

Bien que plus rare, une infection de plaie peut également résulter d'une dissémination hématogène, lorsque des bactéries présentes dans la circulation sanguine colonisent une plaie existante. Ce phénomène est généralement observé en cas de bactériémie ou de septicémie secondaire à une infection à distance (par exemple, infection dentaire, endocardite, infection urinaire). L'atteinte d'une plaie par voie hématogène peut aggraver son évolution et entraîner des complications systémiques (**Ehrlich et al., 2013**).

III.2. Facteurs de virulence

Les facteurs de virulence sont des caractéristiques propres aux agents pathogènes leur permettant de coloniser les tissus de l'hôte, d'échapper à la réponse immunitaire et de provoquer

des dommages cellulaires. Ces facteurs jouent un rôle essentiel dans le développement des infections de plaies, notamment lorsqu'ils sont associés à des conditions prédisposantes comme l'immunodépression, les comorbidités ou les plaies profondes ou contaminées.

III.2.1. Adhésion aux tissus de l'hôte

De nombreux pathogènes opportunistes, tels que *Staphylococcus aureus* ou *Pseudomonas aeruginosa*, possèdent des protéines de surface facilitant leur adhésion aux cellules épithéliales et aux matrices extracellulaires. Cette capacité d'adhésion constitue une étape clé dans la colonisation des plaies et favorise la formation de biofilms (**Moss et al., 2017**). Les biofilms sont des structures communautaires bactériennes entourées d'une matrice protectrice, qui confèrent aux bactéries une résistance accrue aux antimicrobiens et aux mécanismes de défense de l'hôte (**Costerton et al., 1999**).

III.2.2. Production de toxines et d'enzymes

Les bactéries pathogènes sécrètent divers composés toxiques et enzymes facilitant leur dissémination et leur survie dans les tissus. Par exemple, *Staphylococcus aureus* produit des exotoxines et des enzymes comme la coagulase, qui permet de former des caillots protecteurs, échappant ainsi à la phagocytose (**Bailey et al., 2010**). *Pseudomonas aeruginosa*, quant à elle, libère des exoenzymes comme la pyocyanine, qui génèrent un stress oxydatif et altèrent les tissus environnants, facilitant la progression de l'infection (**Ehrlich et al., 2013**).

III.2.3. Résistance aux antibiotiques

La capacité à développer une résistance aux antibiotiques constitue un facteur de virulence majeur. Des bactéries comme *Staphylococcus aureus* (y compris les souches SARM) ou *Escherichia coli* productrices de bêta-lactamases peuvent rendre le traitement des infections de plaies particulièrement complexe. Cette résistance repose sur plusieurs mécanismes, tels que la production d'enzymes inactivant les antibiotiques, des mutations de cibles moléculaires, ou encore des pompes d'efflux actives limitant la concentration intracellulaire d'antibiotiques (**Rizzo et al., 2016**).

III.3. Réponse immunitaire de l'hôte

La réponse immunitaire de l'hôte joue un rôle fondamental dans la prévention et le contrôle des infections de plaies. Toutefois, certains pathogènes ont développé des mécanismes sophistiqués leur permettant d'échapper à cette défense, contribuant ainsi à l'évolution chronique ou récidivante des infections.

III.3.1. Réponse inflammatoire initiale

Lorsqu'une plaie est contaminée par des agents pathogènes, une réponse inflammatoire locale est immédiatement déclenchée. Elle implique la libération de cytokines, de prostaglandines et

d'autres médiateurs destinés à recruter des cellules immunitaires et à amorcer la réparation tissulaire. Cependant, une réponse excessive ou mal régulée peut entraîner une dégradation des tissus environnants et aggraver l'infection (**Cunningham et al., 2018**).

III.3.2. Phagocytose par les cellules immunitaires

Les neutrophiles et les macrophages jouent un rôle central dans la phagocytose et la destruction des micro-organismes envahisseurs. Néanmoins, certains pathogènes, comme *Staphylococcus aureus*, sont capables de produire des capsules polysaccharidiques ou des toxines inhibant la fonction des neutrophiles, leur permettant ainsi d'échapper à la phagocytose et de persister dans l'organisme (**Moss et al., 2017**).

III.3.3. Réponse adaptative

La réponse immunitaire adaptative, impliquant les lymphocytes T et B, est indispensable pour l'élimination des infections persistantes. Toutefois, certains pathogènes, notamment les bactéries à Gram négatif, peuvent moduler l'expression de leurs antigènes ou interférer avec les mécanismes de reconnaissance et d'activation des lymphocytes. Cette capacité d'évasion immunitaire peut retarder la résolution de l'infection et compliquer la prise en charge (**Jones et al., 2015**).

IV. Diagnostic des infections de plaies : une approche clinique avant tout

Le diagnostic des infections de plaies repose principalement sur une évaluation clinique approfondie. Celle-ci est indispensable pour distinguer la colonisation microbienne fréquente dans toute plaie d'une véritable infection nécessitant une prise en charge antimicrobienne (**Lipsky et al., 2020**).

Les examens complémentaires, notamment microbiologiques et d'imagerie, sont indiqués selon le contexte pour confirmer l'infection et guider le traitement.

IV.1. Signes cliniques d'alerte : les indicateurs clés d'infection

IV.1.1. Critères cliniques classiques

Les signes suivants sont fortement évocateurs d'une infection active:

- **Cellulite** : rougeur, chaleur locale, œdème inflammatoire périphérique,
- **Abcès** : collection fluctuante parfois fistulisée,
- **Écoulements purulents ou hémopurulents**.

Ces manifestations constituent les **critères cardinaux** d'infection de plaie (**Dowsett et al., 2019**).

IV.1.2. Signes additionnels évocateurs

D'autres signes suggèrent une infection évolutive ou compliquée (**Lipsky et al., 2020**) :

- Retard de cicatrisation,
- Dégradation brutale de l'aspect de la plaie,
- Douleur croissante ou récente,
- Augmentation des exsudats,
- Odeur nauséabonde,
- Coloration anormale du lit de la plaie,
- Tissu de granulation friable et saignant.

IV.2. Cas cliniques particuliers

IV.2.1. Le pied diabétique

Chez les animaux diabétiques (et en médecine humaine), certains signes doivent alerter :

- Douleur nouvelle dans un pied normalement insensible (neuropathie),
- Présence de nécrose, souvent associée à une ischémie et/ou à une infection,
- Mise en évidence osseuse : le contact osseux est un critère suspect d'ostéomyélite (**Lipsky et al., 2012**).

IV.2.2. Infections sur matériel

Une infection est à suspecter devant (**IWII, 2016**) :

- Granulome hyperplasique (botryomycome),
- Écoulement chronique par fistule,
- Exposition ou proximité d'un implant dans une plaie chronique.

IV.2.3. Ulcères artériels

Une évolution vers l'infection est suspectée si:

- Une nécrose sèche devient humide,
- Une extension rapide de la nécrose est observée (**Wounds UK, 2013**).

IV.3. Examens complémentaires : confirmation et caractérisation

Selon l'International Wound Infection Institute (**IWII, 2016**), les objectifs des examens complémentaires sont :

- Identifier les signes systémiques (inflammation, bactériémie),
- Déetecter une ostéomyélite ou une collection profonde,
- Identifier les agents pathogènes,
- Orienter le traitements antimicrobien (empirique ou ciblé).

IV.4. Analyses microbiologiques

IV.4.1. Indications

Les prélèvements microbiologiques ne doivent être réalisés qu'en cas de suspicion clinique d'infection, car toutes les plaies sont **colonisées** (**Leaper et al., 2015**). Une culture systématique pourrait conduire à des traitements inappropriés.

IV.4.2. Méthodes recommandées

- Biopsie tissulaire,
- Aspiration à l'aiguille de pus ou d'xsudat,
- Tissu débridé du lit de la plaie,
- Écouvillonnage ciblé, après nettoyage et débridement (**Gardner et al., 2006**).

IV.5. Examens biologiques et radiologiques

L'évaluation clinique des plaies infectées chez les chiens et les chats nécessite le recours à des examens complémentaires permettant d'affiner le diagnostic, de déterminer l'étendue de l'infection, et d'orienter la prise en charge thérapeutique. Sur le plan biologique, des examens comme la numération formule sanguine (NFS), la protéine C-réactive (CRP) et la vitesse de sédimentation (VS) sont essentiels pour détecter la présence d'une inflammation systémique, souvent associée à une infection profonde ou chronique (**IWII, 2016**). En cas de suspicion de bactériémie, notamment lorsque l'état général de l'animal est altéré ou qu'une fièvre est présente, la réalisation d'hémocultures permet d'isoler et d'identifier l'agent pathogène circulant (**Lipsky et al., 2020**). Par ailleurs, les examens d'imagerie médicale jouent un rôle fondamental dans la détection des complications locales.

La radiographie, l'imagerie par résonance magnétique (IRM) ou la tomodensitométrie (CT-scan) permettent notamment d'explorer les tissus profonds et d'identifier des lésions telles qu'une ostéite, un abcès profond ou la présence de corps étrangers, souvent responsables de la persistance de l'infection (**WUWHS, 2008**). L'intégration de ces examens dans la démarche diagnostique est donc primordiale pour une prise en charge efficace et adaptée des plaies infectées chez les carnivores domestiques.

Tableau 1 Examens complémentaires pour l'évaluation des plaies infectées chez les carnivores domestiques (IWII, 2016)

Tableau n°1 :

Type d'examen	Objectif
Biologie	
NFS, CRP, VS	Déetecter inflammation systémique (IWII, 2016)
Hémocultures	Identifier une bactériémie (Lipsky et al., 2020)

Imagerie	
Radiographie, IRM, CT	Rechercher une ostéite, un abcès profond (WUWHS, 2008)
Scintigraphie, TEP-scan	Explorer des foyers infectieux chroniques
Échographie	Identifier un abcès ou hématome localisé

IV.6. Techniques avancées : vers le diagnostic moléculaire

Les cultures traditionnelles ne permettent souvent pas de détecter les agents anaérobies, les mycobactéries ou les champignons (**Rhoads et al., 2012**). Dans ces cas, des examens spécialisés sont recommandés.

IV.6.1. PCR et séquençage ADN

Les techniques moléculaires permettent une identification rapide et précise des agents pathogènes, en particulier dans les plaies chroniques ou les infections à biofilm (**Han et al., 2011**). La PCR cible des séquences génétiques spécifiques. Le séquençage de nouvelle génération (NGS) permet, quant à lui, d'identifier des espèces non cultivables en laboratoire (**Malone et al., 2017**).

V. Traitement des plaies chez les carnivores domestiques

Le traitement des plaies chez les chiens et les chats représente une part importante de la pratique vétérinaire. Si certaines plaies cicatrisent spontanément, d'autres nécessitent une intervention médicale pour éviter les complications, améliorer la cicatrisation ou restaurer la fonctionnalité des tissus.

V.1. Premiers soins : la règle des 3R

À l'admission d'un animal blessé, il convient de suivre la règle des 3R : Réanimer, Répertorier, Réparer (**Le Bronec, 2005**). Avant toute intervention sur la plaie, l'état général du patient doit être stabilisé :

- Mise en place d'une voie veineuse pour corriger une hypovolémie ou un état de choc.
- Vérification de la perméabilité des voies aériennes et administration d'oxygènes nécessaire.
- Gestion des hémorragies, troubles respiratoires ou cardiovasculaires.

Ce n'est qu'après stabilisation que l'on peut procéder à la prise en charge locale de la plaie.

V.2. Traitement local des plaies

a. Évaluation clinique de la plaie

Un examen minutieux de la plaie permet de caractériser :

- Le type de plaie (aiguë, chronique, chirurgicale, traumatique...),
- Sa profondeur, sa localisation, sa phase de cicatrisation,
- Le degré de contamination, la présence d'inflammation ou de tissu nécrotique.

Ce diagnostic conditionne le choix thérapeutique (**Kirpenstein&ter Haar, 2015**).

b. Détersion (parage)

Le parage est essentiel pour éliminer les tissus nécrosés, les contaminants et favoriser une cicatrisation efficace. Il peut être léger (sans sédation) ou plus agressif (sous anesthésie générale), selon l'état de la plaie (**Bohling et al., 2006**).

c. Nettoyage et irrigation

L'irrigation avec du sérum physiologique sous pression est recommandée pour diminuer la charge bactérienne sans agresser les tissus (**Hedlund, 2017**). Les solutions antiseptiques (povidone iodée diluée, chlorhexidine 0,05 %) peuvent être utilisées avec prudence.

d. Fermeture des plaies

Le choix de la fermeture dépend du statut de la plaie :

- **Fermeture primaire** : plaie propre, non infectée.
- **Fermeture primaire différée** : après contrôle de l'infection.
- **Fermeture secondaire** : après quelques jours de traitement.
- **Cicatrisation par seconde intention** : lorsque la fermeture est impossible ou non indiquée (**Balomenos et al., 2023**).

V. 3. Classification et prise en charge des infections de plaies

Les infections sont classées selon leur profondeur, leur gravité, et la présence ou non de matériel étranger. Voici un résumé des situations cliniques courantes :

Tableau 2 Classification clinique et prise en charge des infections des plaies (Rev Med Suisse, 2013)

Tableau n°2 :

Type d'infection	Clés diagnostiques	Mesures thérapeutiques
Superficielle sans gravité	Érythème < 5 cm, pas de fièvre	Soins locaux uniquement, pas d'antibiotiques
Superficielle avec signes de gravité	Fièvre, douleur, exsudat purulent	Antibiothérapie empirique courte après frottis

Infection profonde ou avec matériel	Douleur, impotence fonctionnelle, sequester osseux	Chirurgie (débridement ou retrait de l'implant) + antibiothérapie ciblée
--	--	--

V. 4. Antibiothérapie raisonnée dans les plaies infectées

a. Principes généraux

La prise en charge des infections de plaies doit reposer avant tout sur des soins locaux rigoureux, incluant le parage, le drainage des collections purulentes et un nettoyage soigneux de la zone atteinte. Avant d'initier toute antibiothérapie systémique, il est recommandé de réaliser un prélèvement adapté (biopsie ou écouvillon profond) afin d'identifier les agents pathogènes en cause.

Le traitement antibiotique doit ensuite être ajusté en fonction des résultats de l'antibiogramme, afin de garantir son efficacité tout en limitant les risques de résistance. Enfin, l'usage empirique de molécules critiques en médecine vétérinaire doit être évité autant que possible, afin de préserver leur efficacité et de respecter les recommandations en matière de bon usage des antimicrobiens (Weese *et al.*, 2019).

c. Choix des antibiotiques (adapté aux situations cliniques)

Le choix de l'antibiotique dépend du type de plaie, des agents pathogènes les plus probables et du statut immunitaire de l'animal.

Tableau 3 Choix d'antibiotiques selon le type de plaie et l'agent pathogène (Weese *et al.*, 2011)

Tableau n° 3 :

Type de plaie	Agents fréquents	Antibiotiques recommandés	Remarques
Morsure	<i>Pasteurella</i> , <i>Streptococcus</i>	Amoxicilline + acide clavulanique	Spectre large, faible résistance
Plaie chirurgicale superficielle	<i>S. pseudintermedius</i>	Céphalexine, clindamycine	Risque de MRSP, test de sensibilité recommandé
Abcès ou plaie profonde	<i>E. coli</i> , anaérobies	Amoxiclav + metronidazole ou enrofloxacine	Prudence avec fluoroquinolones

Biofilm / plaie chronique	<i>Pseudomonas, S. aureus</i>	Marbofloxacine, amikacine	Résistance fréquente, antibiogramme indispensable
Infection sur implant	<i>S. aureus</i> , Gram-	Amoxiclav + rifampicine + chirurgie	Jamais de traitement empirique seul
Patient immunodéprimé	Bactéries + levures	Céfovecin + antifongiques selon culture	Surveillance renforcée nécessaire

V.5. Durée du traitement

La durée du traitement antibiotique dépend principalement de la gravité et de la profondeur de l'infection. Dans les cas d'infections superficielles simples, une antibiothérapie courte de 5 à 7 jours est généralement suffisante.

En revanche, les infections plus complexes, telles que les abcès profonds ou les ostéomyélites, nécessitent une prise en charge prolongée pouvant aller de 10 à 14 jours, voire 4 à 6 semaines pour les atteintes osseuses ou les infections d'implants, avec une administration parentérale souvent requise.

Il est important de réévaluer l'état clinique de l'animal dans les 48 à 72 heures suivant le début du traitement afin d'ajuster la durée et le choix de l'antibiotique en fonction de l'évolution clinique et, si disponible, des résultats de l'antibiogramme (**Papich, 2021**).

V.6. Antibiotiques à éviter en première intention

Certaines familles d'antibiotiques sont à utiliser avec parcimonie en raison de leur importance en médecine humaine ou de leur toxicité :

Tableau 4 Familles d'antibiotiques à éviter ou à réservier en pratique vétérinaire (Weese et al., 2011)

Tableau n°4 :

Famille	Raison d'éviter
Fluoroquinolones	Risque élevé de résistances, usage réservé
Céphalosporines de 3e génération	Critiques en santé humaine
Aminosides	Néphrotoxicité, nécessitent un suivi rigoureux

VIII. VII. Évolution clinique et pronostic des plaies infectées chez les carnivores domestiques

L'évolution d'une plaie infectée chez le chien ou le chat varie largement en fonction de plusieurs facteurs déterminants, dont la gravité de la lésion (superficielle, profonde, gangreneuse), sa localisation anatomique, ainsi que l'étiologie de la blessure (traumatique, chirurgicale, morsure, etc.). Ces éléments influencent non seulement le temps de cicatrisation, mais aussi le pronostic global, défini comme les probabilités de guérison et les risques de complications. Une évaluation rigoureuse de ces paramètres permet au clinicien de prévoir l'évolution de la plaie, de guider les choix thérapeutiques, et d'informer le propriétaire de manière réaliste (*Fossum, 2019; Nelson & Couto, 2019*).

1. Gravité et profondeur de la plaie

Les **plaies superficielles**, limitées à l'épiderme ou au derme, présentent généralement un **pronostic favorable**, avec une **guérison rapide** (7 à 14 jours en moyenne) en l'absence de complication infectieuse majeure. Leur évolution est simple, surtout si les soins locaux sont appropriés. (*Fossum, 2019*), (*Smeak, 2008*)

Les **plaies profondes**, atteignant l'hypoderme, les muscles ou les structures plus internes, nécessitent des soins plus complexes (drainage, antibiothérapie, débridement) et présentent un **pronostic réservé**. Elles cicatrisent plus lentement (2 à 4 semaines ou plus), avec un risque accru d'abcès ou de nécrose tissulaire (*Papazoglou et al., 2001 ; Bardagi et al., 2016*).

Les **plaies gangreneuses** sont les formes les plus graves. Elles se caractérisent par une **nécrose extensive des tissus**, souvent accompagnée d'odeur fétide, d'écoulements purulents, et de signes systémiques (fièvre, abattement). Le **pronostic est sombre**, en raison du risque de **septicémie ou de choc toxique**, ou de la nécessité d'amputation. La mortalité est élevée si une prise en charge chirurgicale rapide n'est pas effectuée (*Nelson & Couto, 2019 ; Hosgood, 2006*).

2. Localisation de la plaie

D'après *Burgess et al. (2007)* et *Smeak (2008)*, la **localisation anatomique** influence fortement l'évolution de la plaie :

- Les zones **bien vascularisées** (face, tronc, membres proximaux) favorisent une **cicatrisation plus rapide**, avec un bon pronostic.
- Les zones **distales** (queue, extrémités des pattes, pavillon de l'oreille), **mal vascularisées** ou soumises aux frottements, sont sujettes à des **retards de cicatrisation**. Elles ont un **pronostic plus incertain**, surtout en cas d'infection persistante ou de mouvement excessif.

- Les plaies situées au niveau des **zones articulaires**, de la région périnéale ou de l'abdomen ventral peuvent facilement se contaminer (urine, fèces, salive) ou se rouvrir, ce qui **allonge considérablement la durée de guérison** (*Matthews et al., 2002*).

3. Cause de la plaie et risque infectieux

L'étiologie de la plaie impacte directement son pronostic. Les **plaies chirurgicales** (site opératoire) ont un **bon pronostic** si elles restent aseptiques. En cas d'infection du site opératoire (ISO), le risque d'évolution défavorable dépend du germe impliqué (ex. : *Staphylococcus pseudintermedius*, *E. coli*) et de la classification de la plaie (propre, contaminée, sale) (*Bailey et al., 2010*).

Les **morsures** (chien sur chien ou chat sur chat) génèrent des plaies souvent profondes, punctiformes, piégées, à **haut risque d'abcédation**. Leur pronostic est **réservé à sombre** si le traitement n'est pas précoce, car ces plaies sont presque toujours infectées (*Papazoglou et al., 2001*).

Les **plaies chroniques** (ulcères de pression, dermatites infectées, abcès récidivants) ont un **pronostic variable**, souvent défavorable si l'étiologie n'est pas corrigée (obésité, diabète, immobilité). Elles peuvent évoluer vers la **nécrose**, voire la gangrène, et nécessitent parfois une prise en charge multidisciplinaire (*Nelson & Couto, 2019*).

4. Evolution :

Tableau 5 Évolution clinique et pronostic des plaies infectées chez les carnivores domestiques selon leur type

Tableau n°5:

Type de plaie	Temps moyen de guérison	Complications possibles	Pronostic
Superficielle propre	7-14 jours	Rare	Favorable
Profonde mais propre	2-4 semaines	Hématome, infection	Réservé
Infectée superficielle	10-20 jours	Abcès, fistule	Réservé
Gangreneuse	> 1 mois, souvent amputation	Septicémie, choc	Sombre
ISO légère	1-2 semaines	Faible	Favorable
ISO sévère ou retardée	3-6 semaines	Retard, déhiscence	Réservé à sombre

(*Fossum (2019)*, *Smeak (2008)*, *Papazoglou et al. (2001)*, et *Bailey et al. (2010)*).

5. Conclusion

L'évolution d'une plaie infectée chez les carnivores domestiques dépend de nombreux paramètres interdépendants. L'identification précise de la **profondeur**, de la **localisation**, de la **cause initiale** et de la **présence de complications** est essentielle pour établir un **pronostic clair**. Celui-ci peut aller d'**une guérison rapide sans séquelles** (plaie propre, superficielle) à une **issue défavorable avec perte de fonction ou euthanasie** (gangrène étendue, septicémie). Cette évaluation guide la stratégie thérapeutique et permet d'anticiper les besoins en soins, la durée de traitement et les coûts associés (*Nelson & Couto, 2019 ; Fossum, 2019*).

IX. Prophylaxie

1. Prophylaxie sanitaire

La prophylaxie sanitaire constitue la première ligne de défense contre l'infection des plaies. Le nettoyage immédiat de la plaie est crucial pour éliminer les agents pathogènes, les débris cellulaires et l'excès d'humidité, et pour créer un environnement propice à la cicatrisation. Il peut être effectué à l'aide d'un rinçage au sérum physiologique (NaCl 0,9 %) ou sous forme de douche stérile douce, suivi d'un nettoyage mécanique non traumatique (**MDS_PLAIES, 2021**).

Une légère hémorragie locale peut être bénéfique en favorisant l'évacuation naturelle des agents contaminants. En présence de plaies souillées (ex : abrasions ou écorchures), un lavage abondant à l'eau tiède est recommandé tout en évitant les frottements agressifs. Les corps étrangers visibles (éclats de verre, sable, débris végétaux...) doivent être extraits avec une pince stérile, puis la plaie désinfectée avec un antiseptique approprié (chlorhexidine, iodopovidone, etc.), sous forme de crème ou spray. La pose d'un pansement non adhésif, changé régulièrement, permet d'assurer une protection optimale. Les plaies profondes, larges ou localisées à proximité d'organes sensibles (yeux, articulations, conduit auditif...) nécessitent une consultation vétérinaire urgente (**Bepanthen, 2022 ; Day, 2020**).

2. Prophylaxie médicale

À chaque changement de pansement, l'utilisation de matériel stérile à usage unique est impérative. En cas d'infection suspectée ou confirmée, une antisepsie centrifuge (du centre vers la périphérie) doit être pratiquée avec un antiseptique prescrit, en respectant le temps de contact et de séchage.

Chez les animaux présentant des plaies chroniques, l'usage répété d'antiseptiques peut ralentir la cicatrisation : leur emploi doit donc être réservé aux plaies infectées (**MDS_PLAIES, 2021**).

Concernant les antibiotiques, les recommandations récentes préconisent de ne pas les utiliser systématiquement pour une infection locale circonscrite, sauf en cas de mauvaise évolution, d'abcès profond ou de signes généraux (fever, lymphadénopathie) (Weese *et al.*, 2019 ; Papich, 2020).

3. Antibioprophylaxie chirurgicale

L'administration préventive et ciblée d'antibiotiques en chirurgie réduit efficacement le risque d'infection du site opératoire (ISO). Elle est recommandée pour les chirurgies propres-contaminées, contaminées ou septiques.

Dans les chirurgies dites « propres », elle est facultative, sauf en présence de facteurs aggravants (diabète, immunosuppression, plaies déjà existantes, implantation de matériel) (Bratzler *et al.*, 2013).

Le moment d'administration est fondamental : la première dose doit être administrée 30 à 60 minutes avant l'incision, avec réinjection possible si l'intervention dépasse deux demi-vies du médicament utilisé. L'antibioprophylaxie post-opératoire prolongée n'est pas recommandée en routine.

Le choix de l'antibiotique dépend du site chirurgical et des bactéries les plus probables. En chirurgie digestive, une combinaison orale/IV couvrant les anaérobies et Gram négatifs est justifiée. Dans la plupart des autres cas, la céfazoline constitue un bon compromis entre efficacité, spectre et innocuité (Sydor *et al.*, 2020 ; PubMed ID : 31412345).

VI. Pansements intelligents et intelligence artificielle

L'intelligence artificielle (IA) est de plus en plus utilisée dans le domaine médical pour l'analyse d'images cliniques, la prédiction de complications et la surveillance en temps réel. Appliquée à la médecine vétérinaire, elle permettrait de détecter précocement les infections de plaies en analysant automatiquement des photographies ou des données issues de capteurs (température, pH, conductivité, etc.) intégrés aux pansements (Li *et al.*, 2022 ; MDPI).

Des algorithmes de vision par ordinateur, notamment les réseaux de neurones convolutifs (CNN), peuvent identifier les signes subcliniques d'infection. Cette technologie facilite le diagnostic à distance, en particulier dans les contextes post-opératoires.

2. Applications concrètes en médecine humaine

En médecine humaine, plusieurs innovations sont déjà opérationnelles :

- Smart bandages capables de surveiller l'évolution de la plaie et de libérer des traitements selon un algorithme prédictif (Wired, 2021).

- Capteurs colorimétriques détectant des gaz comme le CO₂ ou des variations de pH indiquant une infection (**Science Direct, 2023**).
- Applications IA de suivi d'images, avec évaluation automatique de l'évolution des plaies et suggestions de traitement.

Certaines études ont rapporté une précision de 95 à 97 % pour la détection des stades de cicatrisation et des complications infectieuses (**Kumar et al., 2021 ; PMC**).

3. Transposition à la médecine vétérinaire :

Des exemples vétérinaires commencent à émerger :

- Utilisation de photothérapie antimicrobienne (aPDT) pour plaies infectées chez chiens et chats.
- Développement de capteurs souples ou biorésorbables intégrés aux pansements vétérinaires.
- Premiers modèles d'IA vétérinaire connectée à des dossiers électroniques, avec capacité de recommandation automatisée.

Ces outils permettraient une surveillance continue, une intervention ciblée rapide, et une amélioration du pronostic des plaies chroniques ou post-chirurgicales (**Wang et al., 2022**).

Partie expérimentale

Objectif

L'objectif principal de ce travail est d'identifier les agents microbiens les plus fréquemment impliqués dans les infections de plaies chez les chiens et les chats, et d'évaluer leur profil de sensibilité aux antibiotiques afin d'optimiser les stratégies thérapeutiques.

Dans ce but, des prélèvements cutanés ont été réalisés sur des carnivores domestiques présentant différents types de plaies infectées, qu'elles soient post-opératoires, traumatiques, abcédées ou d'origine spontanée. Les échantillons ont été soumis à une analyse microbiologique complète, incluant :

- L'isolement et l'identification des agents bactériens responsables,
- Ainsi que la réalisation d'un antibiogramme.

Deux approches ont été utilisées pour la mise en évidence des germes :

- Une méthode microbiologique classique (culture standard, identification biochimique),
- Et une méthode rapide d'antibiogramme, à l'aide du système « Speed Biogram », permettant une évaluation plus précoce de la sensibilité bactérienne.

Cette étude vise ainsi à fournir des données actualisées sur la flore bactérienne des plaies infectées chez les carnivores domestiques, tout en mettant en lumière les profils d'antibiorésistance, dans un contexte de médecine vétérinaire de plus en plus confrontée à l'émergence de bactéries multirésistantes.

I. Matériel et méthodes

1. Lieu de travail

L'ensemble de l'étude a été réalisé au sein du laboratoire de microbiologie clinique de l'École Nationale Supérieure Vétérinaire (ENSV) d'Alger.

2. Durée de l'étude

Cette étude a été réalisée sur une période allant de septembre 2024 à mai 2025.

I.1. Matériel biologique

L'étude a porté sur des échantillons prélevés à l'aide d'écouillons stériles au niveau de différents types de plaies chez des chiens et des chats. Ces animaux ont été consultés dans plusieurs cliniques vétérinaires situées dans les régions d'Alger entre 2024 et 2025.

I.2. Appareillage et petit matériel

- Microscope optique
- Étuvé réglée à 37°C
- Tubes d'écouillons stériles (écouillons livrés sous tube plastique avec embout en fibre synthétique, tige en plastique, et étiquette de marquage)

- Kit **Speed Biogram** (Virbac)
- Galerie d'identification avec étiquette autocollante
- Flacons : milieu de conservation (bouchon vert), milieu de culture (bouchon jaune), supplément Staph, huile de paraffine
- Portoirs pour tubes
- Disques antibiotiques pour antibiogramme (méthode de Kirby-Bauer)

Le matériel utilisé pour l'identification bactérienne par les deux techniques est présenté dans la figure ci-dessous.

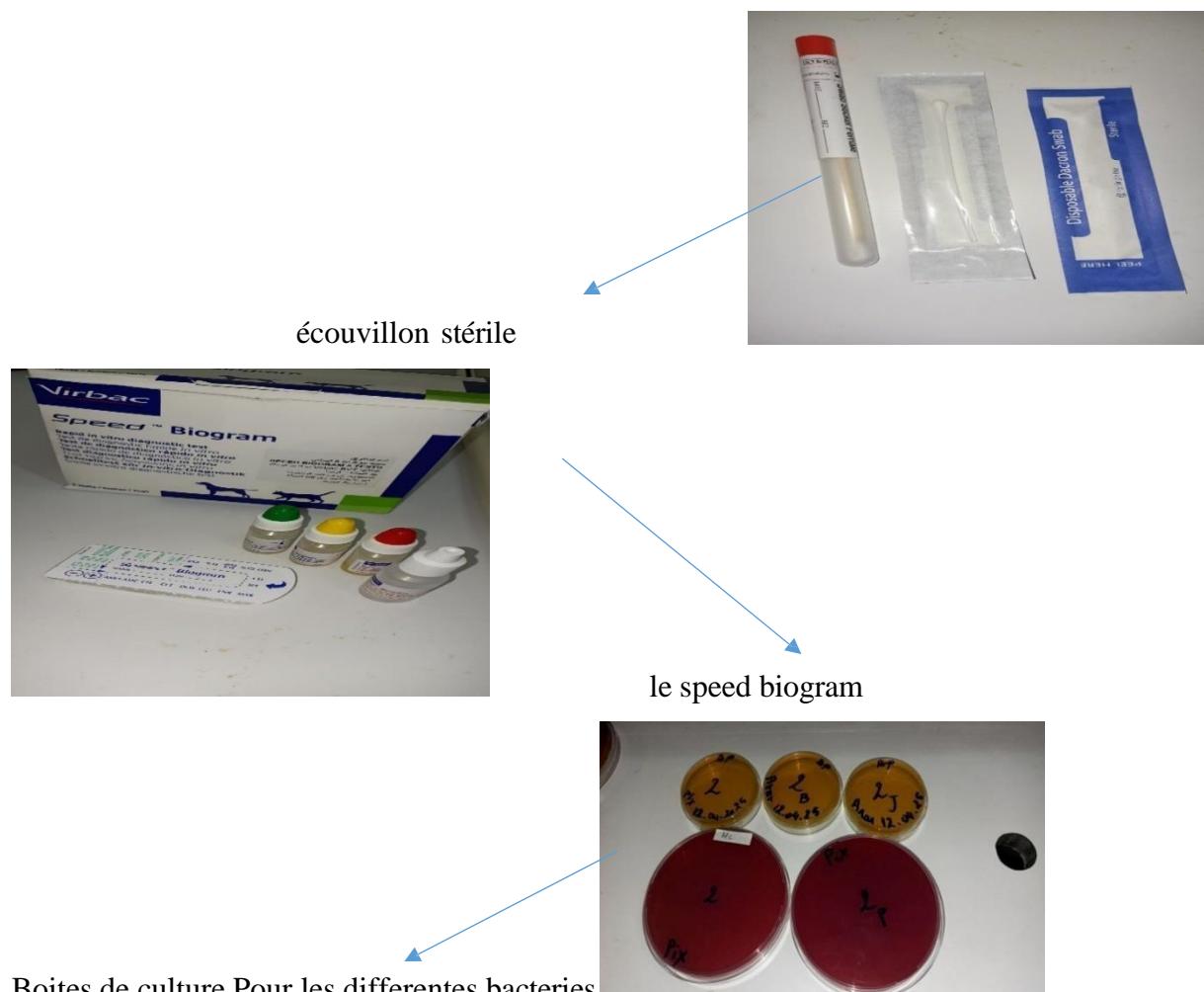


Figure 1 le materiel

Figure 1 : Le matériel utilisé pour l'application des deux techniques d'identification bactérienne.

I.3. Milieux de culture

- Boîtes de Pétri stériles
- Gélose **MacConkey** (isolement des entérobactéries Gram -)

- Gélose **Baird-Parker** (sélective pour *Staphylococcus* spp.)
- Gélose **Hektoen Enteric Agar** (différentielle pour *Salmonella* et *Shigella*)
- Gélose **Mueller-Hinton** (utilisée pour l'antibiogramme)
- Bouillon nutritif

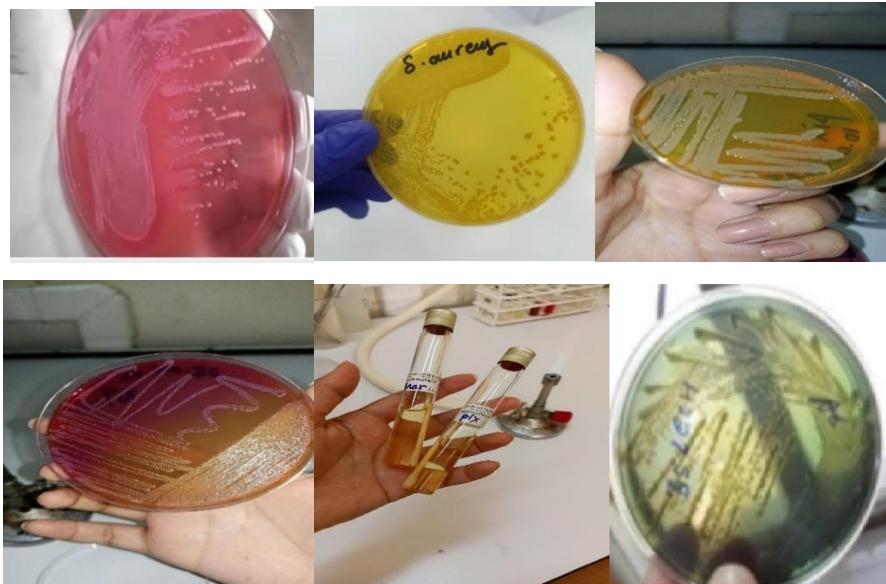


Figure2 :
les différents milieux de cultures utilisés.

I.2. Méthodes

I.2.1. Réalisation des prélevements

1. Collecte des échantillons

30 échantillons ont été prélevés sur des chiens et chats présentant des plaies infectées de différentes natures(post-opératoires,traumatiques,abcès).

Tous les prélèvements ont été réalisés avant toute administration d'un traitement antibiotique local ou systémique, afin de garantir la fiabilité des résultats microbiologiques. Les prélèvements ont été

- Identifiés individuellement,
- Conservés au froid (4 °C) dans une glacière,
- Et transportés dans un délai inférieur à deux heures vers le laboratoire de microbiologie clinique de l'École Nationale Supérieure Vétérinaire (ENSV) pour traitement.

2. Procédure de prélèvement sur plaie

La technique de prélèvement par écouvillonnage a suivi les recommandations de l'International Wound Infection Institute (IWII, 2016), selon les étapes suivantes :

a. Préparation du site de prélèvement

- Information et consentement de la personne responsable de l'animal.
- Nettoyage initial de la plaie à l'aide d'une solution saline stérile tiède.
- Si nécessaire, un débridement doux des tissus non viables a été effectué selon la politique locale.
- Un second nettoyage de la plaie a été réalisé après débridement pour éliminer toute contamination superficielle.

c. Choix du site de prélèvement

Le prélèvement a été effectué dans la zone la plus propre et la plus active de la plaie.

Les zones de croûtes, de nécrose ou de tissus dévitalisés ont été évitées autant que possible.



Figure3:plaie chez un chat au niveau de la patte

d. Technique de prélèvement

L'écouillon a été appliqué fermement sur une surface d'environ 1 cm², pendant environ 5 secondes, en effectuant une rotation douce afin de collecter suffisamment d'excès d'humidité.

Si nécessaire, un second écouillon a été utilisé pour garantir un échantillonnage représentatif.

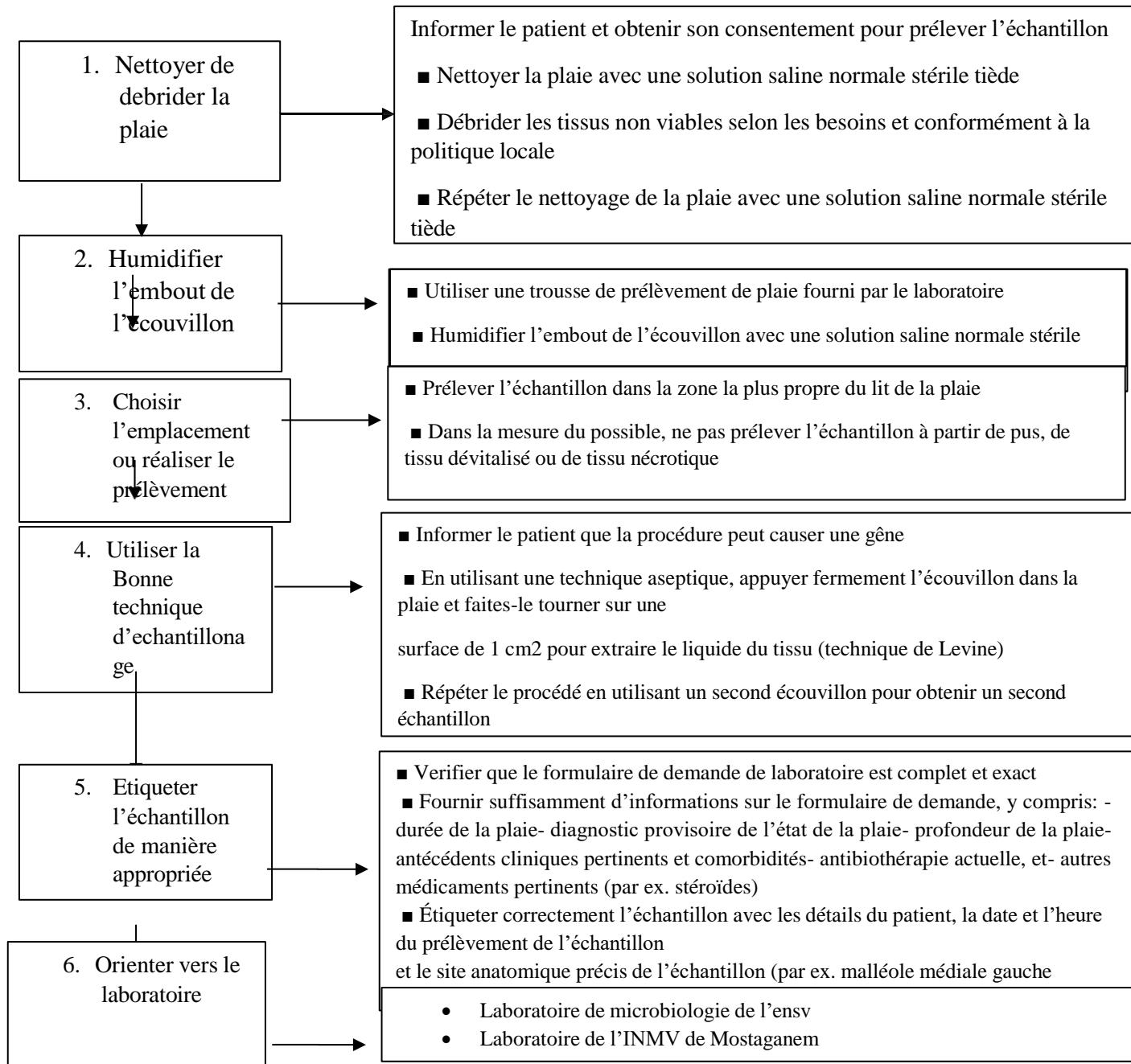
e. Étiquetage et documentation

Chaque prélèvement (échantillon) a été correctement étiqueté avec les informations suivantes : nom/code de l'animal, date et heure du prélèvement, site anatomique, profondeur de la plaie, diagnostic clinique, antécédents médicaux pertinents, traitement antimicrobien en cours, comorbidités, et autres détails cliniques.

3. Transport et livraison

Les prélèvements ont été transportés rapidement dans des conditions de chaîne du froid (4 °C), afin de respecter la fenêtre optimale d'analyse microbiologique (<2 heures).

Ci dessous la méthodologie exacte de la réalisation d'un prélèvement de plaie par écouvillon pour culture:



II.2. Méthode automatisée: utilisation du Speed Biogram

Afin de faciliter et accélérer l'identification bactérienne ainsi que l'évaluation de la sensibilité aux antibiotiques, certains échantillons ont été analysés à l'aide du système **SpeedTM Biogram** (Virbac®), selon le protocole du fabricant.

1. Matériel requis pour chaque test

Une galerie de lecture, un écouvillon stérile, un flacon de milieu de conservation (bouchon vert), un flacon de milieu de culture (bouchon jaune), le flacon Supplément Staph, le flacon d'huile de paraffine, une pipette de transfert d'urine, un support de galerie, une étuve à +37°C et une fiche de lecture.

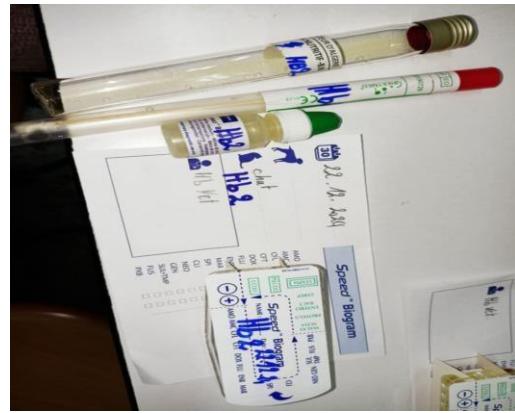


Figure4 : le speed biogram.(photo personnelle)

2. Préparation de l'échantillon

L'écouvillon imprégné du prélèvement a été immergé dans le flacon de **milieu de conservation**, puis agité vigoureusement. Le liquide a été récupéré en pressant l'écouvillon contre les parois du flacon. Après élimination de l'écouvillon, le contenu a été homogénéisé.



Figure5 : préparation de l'échantillon.

3. Préparation de la galerie

Une galerie stérile a été ouverte et étiquetée (nom de l'animal et date). L'étiquette autocollante a été partiellement décollée pour permettre l'accès aux puits.

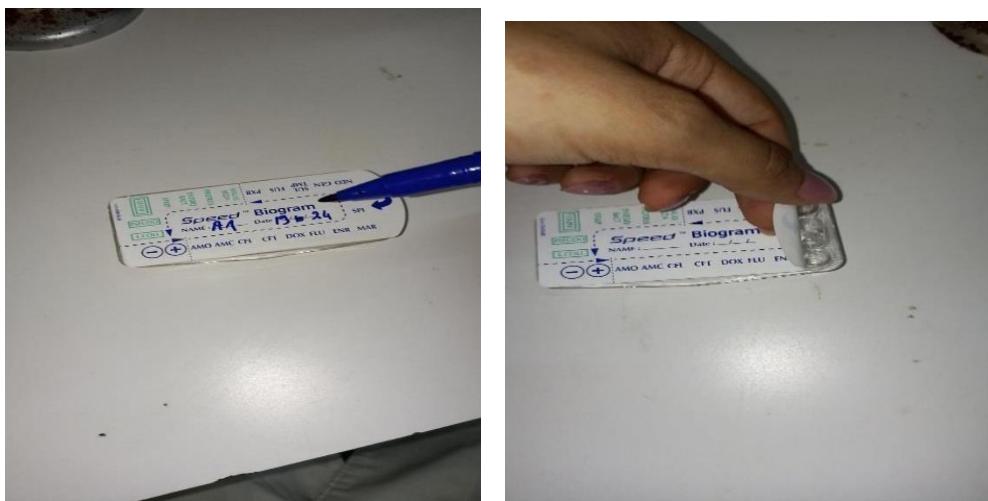


Figure6: preparation et identification de la galerie.

4. Ensemencement

Quatre gouttes du milieu de conservation ensemencé ont été transférées dans le flacon de **milieu de culture**, puis homogénéisées. Trois gouttes de ce mélange ont ensuite été déposées dans chaque puits de la galerie.

Deux gouttes de Supplément Staph ont été ajoutées dans le puits STAPH. Deux gouttes d'huile de paraffine ont été ajoutées dans tous les puits sauf ceux destinés à l'identification de *Pseudomonas*, *E. coli* et *Staphylocoques*.



Figure7 :ensemencement de la galerie.

5. Incubation

La galerie a été incubée à +37°C pendant 24 à 48 heures.



Figure8 : Mise en culture.

6. Lecture des résultats

À 24 h : lecture des **puits témoins** pour confirmer la présence bactérienne (virage au rouge ou flammèches = présence de bactéries pathogènes).

Lecture immédiate des **puits antibiotiques** en cas de résultat positif au témoin.

À 48 h : lecture des **puits d'identification bactérienne**.

La résistance est mise en évidence par un virage colorimétrique dans les puits contenant des antibiotiques. L'identification des antibiotiques testés est indiquée sur l'étiquette au-dessus de chaque puits.



Figure9 : changement de couleur des puits de kit signe d'une positivité (photo personnelle).

II.3. Méthode classique: identification phénotypique et antibiogramme

En complément, les échantillons ont été analysés par des méthodes microbiologiques classiques, conformément aux pratiques de laboratoire.

Préparation des échantillons :

Les écouvillons ont été directement ensemencés sur différents milieux de culture dans des conditions d'asepsie strictes.

Milieux utilisés :

- **MacConkey agar** : isolement des entérobactéries Gram-négatives ; différenciation selon la fermentation du lactose.
- **Baird-Parker agar** : isolement sélectif des *Staphylococcus* spp.
- **Hektoen enteric agar** : isolement de *Salmonella* et *Shigella* (colonies noires si production de H₂S).

Les milieux ont été incubés à +37°C pendant 24 à 48 heures.



Identification des colonies

L'identification reposait sur l'analyse morphologique des colonies (taille, couleur, relief), complétée par :

- **Coloration de Gram** : pour distinguer les bactéries Gram-positives (violettes) des Gram-négatives (roses).
- **Test de catalase** : détection de la catalase par formation de bulles après contact avec du H₂O₂ (positif chez les Staphylocoques).
- **Test de l'oxydase** : détection du cytochrome oxydase (coloration violette = test positif, ex. *Pseudomonas*).

Réalisation de l'antibiogramme (méthode de Kirby-Bauer)

Les colonies isolées ont été mises en suspension dans une solution physiologique stérile (0,5 McFarland). La suspension a été étalée sur un milieu Mueller-Hinton. Des disques antibiotiques ont été déposés, et l'ensemble incubé à +37°C pendant 18 à 24 h.



Figure 2

Figure10: realisation de l'antibiogramme.

Lecture de l'antibiogramme :

Les **zones d'inhibition** ont été mesurées en mm. L'interprétation des résultats a été effectuée selon les normes **CLSI** :

- S = Sensible
- I = Intermédiaire
- R = Résistante

II. RÉSULTATS

IV.1. Caractéristiques générales des cas étudiés

Un total de 30 prélèvements de plaies infectées a été collectés chez des carnivores domestiques, répartis comme suit :

- **Chiens:** 20 cas (66,7 %)
- **Chats:** 10 cas (33,3 %)

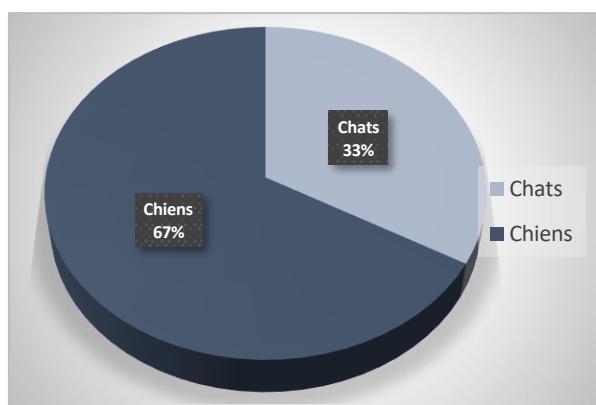


Figure11 : Répartition des prélèvements de plaies infectées selon l'espèce animale

Les chiens, plus actifs et souvent à l'extérieur, sont plus exposés aux blessures et aux microbes de l'environnement. En plus, il est parfois plus difficile de leur appliquer les soins, ce qui peut retarder la guérison des plaies et favoriser les infections.

II.1.1. Origine des plaies

Les types de plaies étaient variés :

- **Plaies traumatiques:** 12 cas (40 %)
- **Plaies chirurgicales post-opératoires :** 10 cas (33,3 %)
- **Plaies par morsure:** 8 cas (26,7 %)

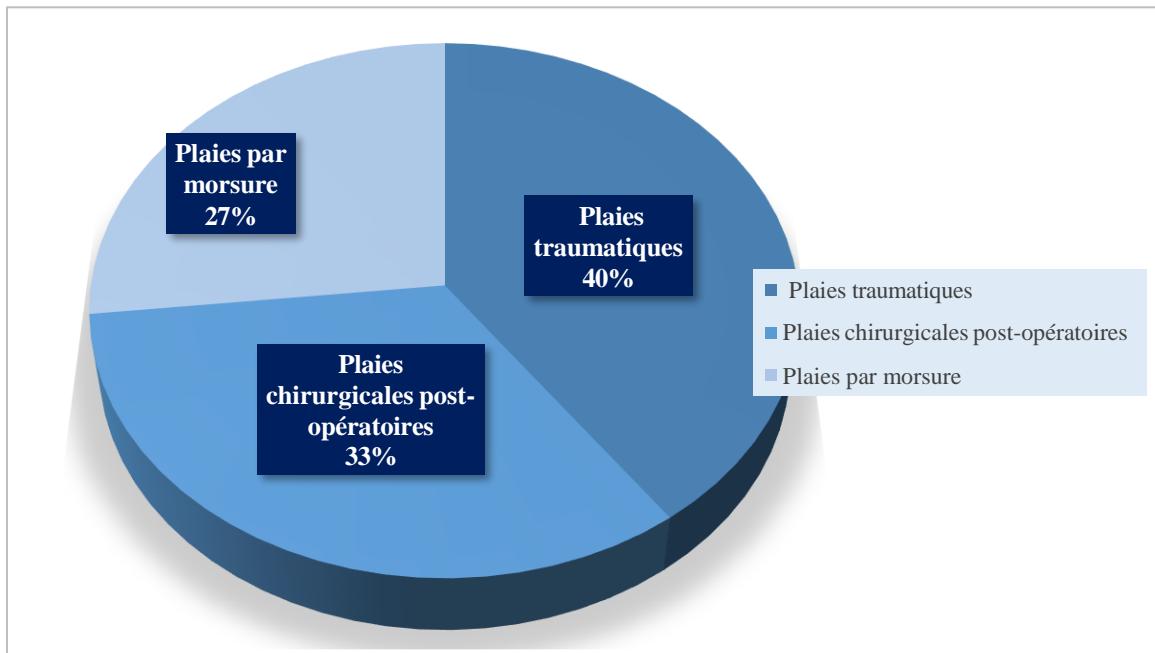


Figure 12 : Répartition des plaies infectées selon leur origine

Sachant qu'un appel a été lancé à l'ensemble des vétérinaires de la Wilaya d'Alger, nous avons travaillé sur cette base sans se baser sur des critères d'inclusion ou d'exclusion.



Figure13 : plaie chez un chat au niveau de la patte gauche.

II.1.2. Nature des infections

- **Infections mono microbiennes:** 21 cas (70 %)
- **Infections polymicrobiennes:** 9 cas (30 %)

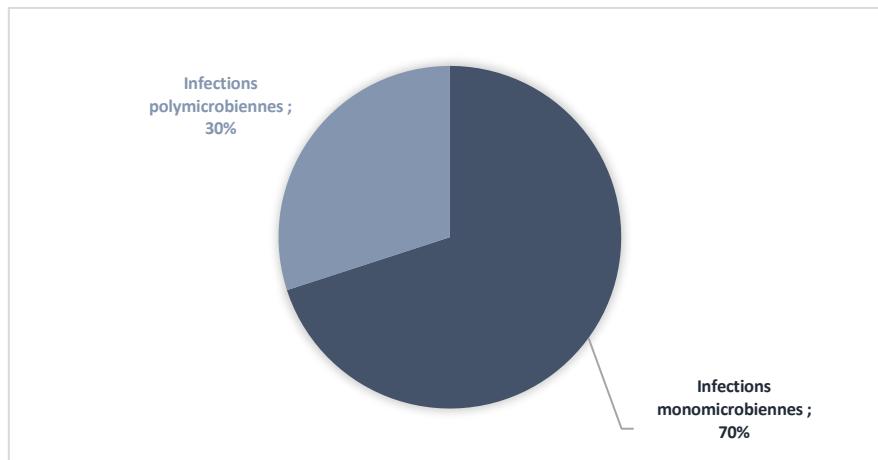


Figure 14: Nature des infections

II.2. Identification des bactéries isolées

La culture bactériologique classique a permis d'isoler différentes espèces bactériennes. Les résultats sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau IV.1 : Fréquence des bactéries isolées (n = 30)

Bactérie identifiée	Nombre de cas	Fréquence (%)
<i>Staphylococcus pseudintermedius</i>	12	40,0 %
<i>Escherichia coli</i>	6	20,0 %
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	4	13,3 %
<i>Proteus mirabilis</i>	3	10,0 %
<i>Streptococcus spp.</i>	3	10,0 %
<i>Enterococcus spp.</i>	2	6,7 %

Les souches de *S. pseudintermedius* ont été majoritairement isolées à partir de plaies chirurgicales. Les entérobactéries (*E. coli*, *Proteus*) ont été plus fréquemment associées aux plaies de morsure.

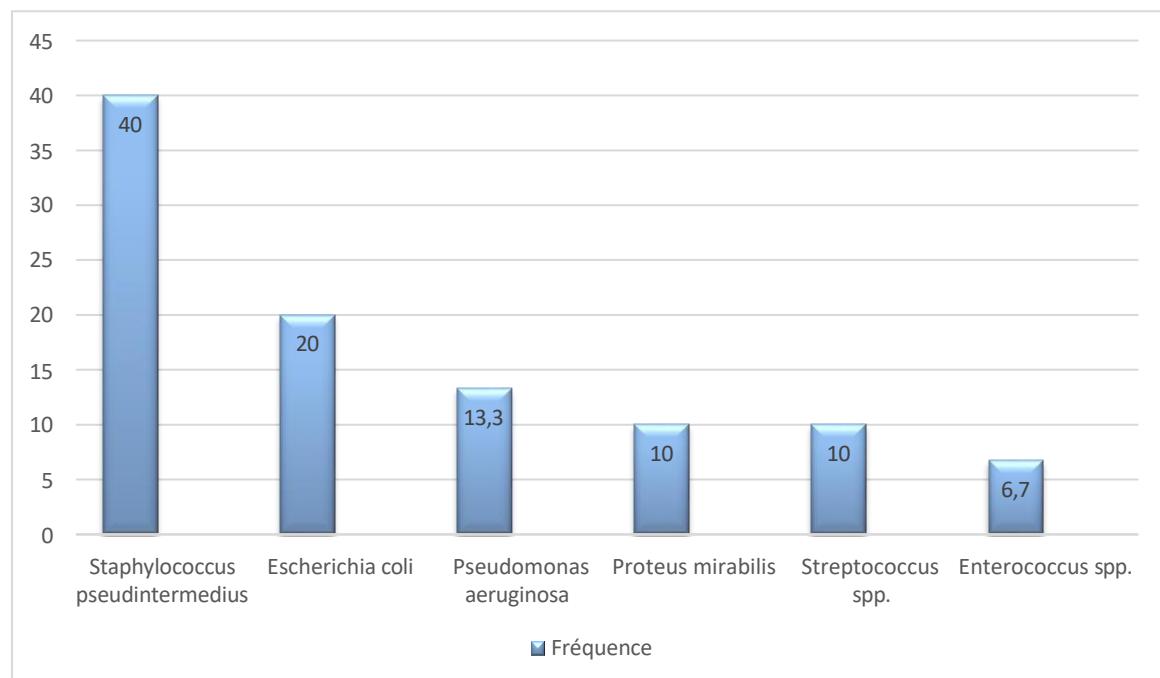


Figure 15 : Fréquence des bactéries isolées

IV.3. Résultats de l'antibiogramme

Les tests de sensibilité aux antibiotiques ont été réalisés sur les isolats à l'aide de deux méthodes :

- **Méthode classique** par antibiogramme (diffusion en disque)
- **Kit Speed Biogram** (méthode rapide en 24 h)

IV.3.1. Antibiotiques testés

Les antibiotiques couramment utilisés en médecine vétérinaire ont été testés :

- Amoxicilline + acide clavulanique (AMC)

- Clindamycine
- Enrofloxacine
- Marbofloxacine
- Gentamicine
- Doxycycline

IV.3.2. Résistance aux antibiotiques

Tableau : Comparaison des résultats de résistance entre méthode classique et Speed Biogram

Bactérie / Antibiotique	Résistance (%) - Méthode classique	Résistance (%) - Speed Biogram	Concordance
<i>S. pseudintermedius</i> / AMC	25 %	25 %	Bonne
<i>S. pseudintermedius</i> / Clindamycine	33 %	30 %	Très bonne
<i>E. coli</i> / Marbofloxacine	17 %	17 %	Excellente
<i>E. coli</i> / Doxycycline	50 %	50 %	Excellente
<i>P. aeruginosa</i> / Gentamicine	0 %	0 %	Parfaite
<i>Proteus mirabilis</i> / AMC	66 %	66 %	Parfaite

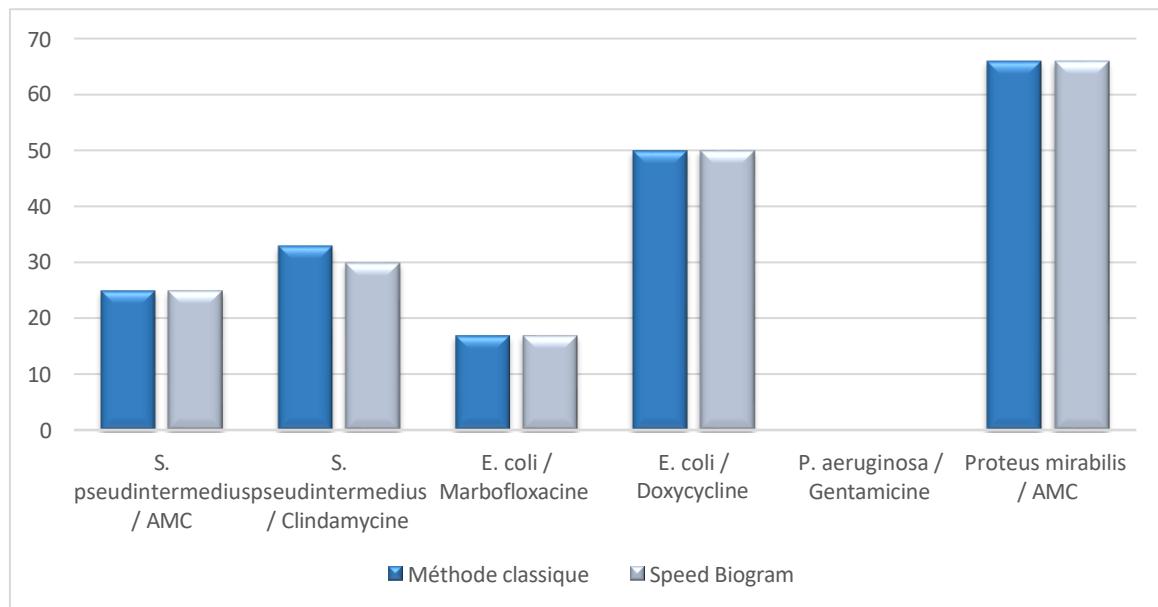


Figure 16 : Comparaison des profils de résistance antibiotique entre la méthode classique et le Speed Biogram chez différentes bactéries isolées

IV.4. Analyse comparative des deux méthodes

La concordance globale entre les deux méthodes a été estimée à 93 %, ce qui montre une bonne fiabilité du kit Speed Biogram. Le délai de réponse moyen:

- Méthode classique: 48 à 72 heures
- Speed Biogram: 24 heures

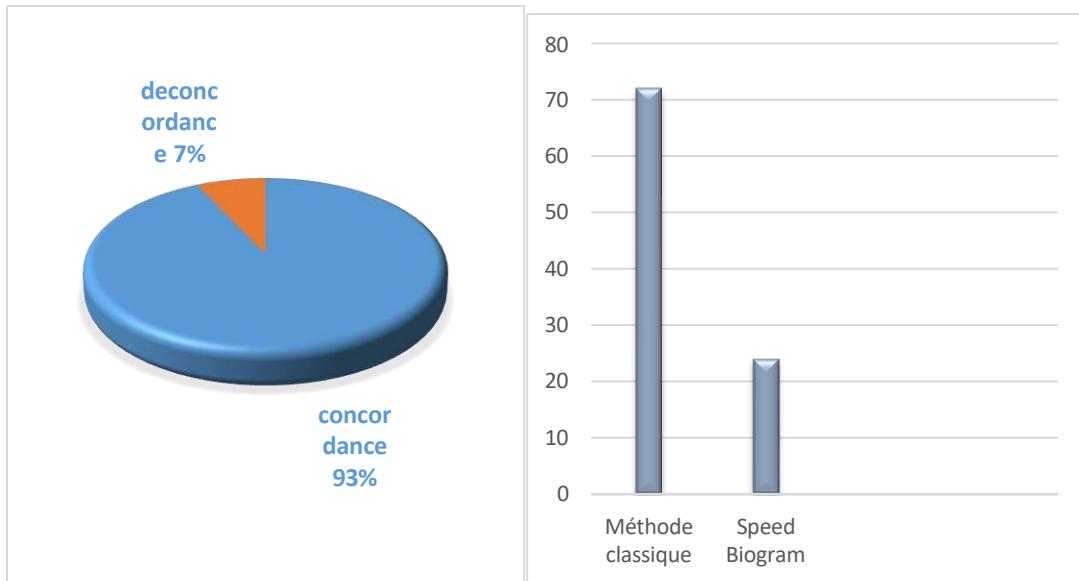


Figure 17: La concordance entre les deux méthodes et le délai de réponse moyen

IV.4.1. Avantages du Speed Biogram

- Résultats plus rapides, favorisant une mise en place précoce d'un traitement ciblé
- Facilité d'interprétation
- Très bonne corrélation avec les résultats standards
- Le tableau suivant représente les résultats par prélèvement ($n = 30$), combinant pour chaque cas :
 - L'animal concerné (chien ou chat),
 - Le type de plaie,
 - La ou les bactéries isolées,
 - La nature de l'infection (mono/polymicrobienne),
 - Les principales résistances observées (méthode classique),
 - Et le résultat de la méthode Speed Biogram (concordance ou non avec la méthode classique).

Tableau : Résultats bactériologiques et antibiogrammes par prélèvement

N°	Animal	Type de plaie	Bactérie(s) isolée(s)	Infection	Résistances majeures (classique)	Concordance Speed Biogram
1	Chien	Chirurgical e	<i>S. pseudintermedius</i>	Mono	Clindamycine	Oui
2	Chien	Traumatique	<i>E. coli</i>	Mono	Doxycycline, AMC	Oui
3	Chat	Morsure	<i>P. aeruginosa</i>	Mono	Aucune	Oui
4	Chien	Chirurgical e	<i>S. pseudintermedius, Streptococcus spp.</i>	Poly	Clindamycine	Oui
5	Chien	Traumatique	<i>E. coli, Proteus mirabilis</i>	Poly	AMC	Oui
6	Chat	Morsure	<i>E. coli</i>	Mono	Doxycycline	Oui
7	Chien	Chirurgical e	<i>S. pseudintermedius</i>	Mono	Clindamycine	Oui
8	Chien	Traumatique	<i>P. aeruginosa</i>	Mono	Aucune	Oui
9	Chat	Traumatique	<i>S. pseudintermedius</i>	Mono	AMC	Oui
10	Chien	Morsure	<i>E. coli, Enterococcus spp.</i>	Poly	Doxycycline	Oui
11	Chat	Morsure	<i>Proteus mirabilis</i>	Mono	AMC	Oui
12	Chien	Chirurgical e	<i>S. pseudintermedius</i>	Mono	Aucune	Oui
13	Chat	Traumatique	<i>Streptococcus spp.</i>	Mono	Aucune	Oui

14	Chien	Chirurgical e	<i>S. pseudintermedius</i>	Mono	Clindamycine	Oui
15	Chien	Traumatique	<i>E. coli</i>	Mono	Marbofloxacine	Oui
16	Chien	Morsure	<i>E. coli, Proteus mirabilis</i>	Poly	AMC, Doxycycline	Oui
17	Chien	Chirurgical e	<i>S. pseudintermedius</i>	Mono	AMC	Oui
18	Chat	Traumatique	<i>P. aeruginosa</i>	Mono	Aucune	Oui
19	Chien	Chirurgical e	<i>S. pseudintermedius</i>	Mono	Clindamycine	Oui
20	Chien	Morsure	<i>E. coli</i>	Mono	Doxycycline	Oui
21	Chat	Chirurgical e	<i>S. pseudintermedius, E. coli</i>	Poly	Clindamycine, Doxycycline	Oui
22	Chien	Traumatique	<i>P. aeruginosa</i>	Mono	Aucune	Oui
23	Chien	Morsure	<i>Proteus mirabilis</i>	Mono	AMC	Oui
24	Chat	Traumatique	<i>S. pseudintermedius</i>	Mono	Clindamycine	Oui
25	Chien	Morsure	<i>E. coli</i>	Mono	Marbofloxacine	Oui
26	Chien	Chirurgical e	<i>S. pseudintermedius</i>	Mono	AMC	Oui
27	Chat	Traumatique	<i>Streptococcus spp.</i>	Mono	Aucune	Oui

28	Chien	Chirurgical e	<i>S. pseudintermedius</i>	Mono	Clindamycine	Oui
29	Chat	Morsure	<i>E. coli, Proteus mirabilis</i>	Poly	AMC, Doxycycline	Oui
30	Chien	Traumatique	<i>P. aeruginosa</i>	Mono	Aucune	Oui

- 100 % des Speed Biogram concordent avec la méthode classique dans cette étude.

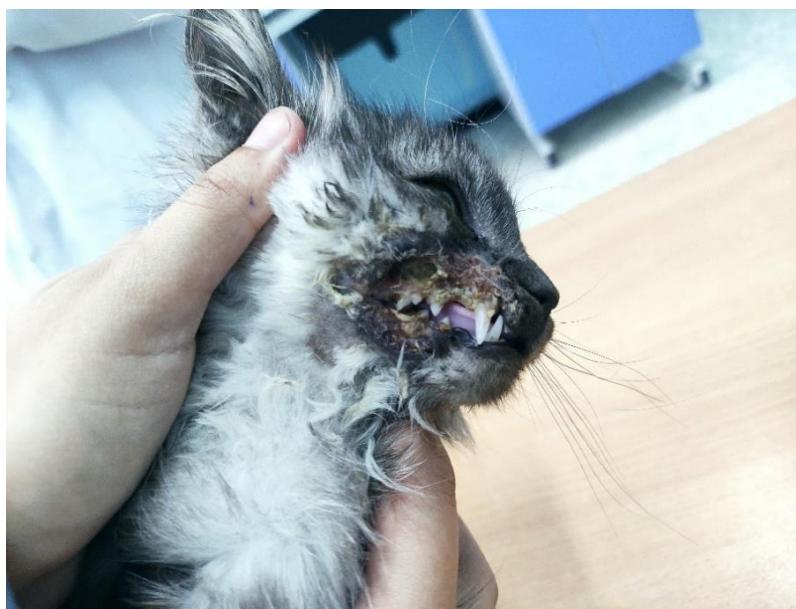


Figure 3

Figure 18 : Plaie chez un chat au niveau de la bouche (dans la clinique chirurgie de l'ENSV)

III. Discussion

L'analyse globale des 30 prélèvements de plaies infectées chez les chiens et les chats a permis de confirmer la prédominance de *Staphylococcus pseudintermedius* (40 %), suivie de *Escherichia coli* (20 %) et de *Pseudomonas aeruginosa* (13,3 %).

Ces résultats concordent avec ceux de plusieurs études antérieures qui rapportent *S. pseudintermedius* comme la principale bactérie pathogène cutanée chez le chien, notamment dans les plaies chirurgicales et les infections cutanées secondaires (**Bannoehr&Guardabassi, 2012 ; Penna et al., 2010**).

L'isolement fréquent de *E. coli* et de *Proteus mirabilis* dans les plaies traumatiques et les morsures s'explique par leur rôle opportuniste et leur présence dans la flore intestinale ou environnementale (Lobova et al., 2020). *P. aeruginosa*, bien que moins fréquemment isolée, reste cliniquement importante, notamment dans les plaies chroniques, en raison de son pouvoir pathogène et de sa capacité à former des biofilms (Papich, 2016).

La répartition des infections montre une nette dominance des infections **monomicrobiennes (70 %)**, ce qui est conforme aux données de Hillier et al. (2014), qui précisent que les plaies superficielles ou récentes sont généralement colonisées par un seul pathogène. En revanche, les **infections polymicrobiennes (30 %)**, retrouvées principalement dans les plaies de morsures, reflètent la complexité des microbiotes buccaux et cutanés impliqués (Abrahamian& Goldstein, 2011).

Sur le plan de la sensibilité aux antibiotiques, les souches de *E. coli* ont montré une **résistance élevée à la doxycycline (50 %) et à l'amoxicilline-acide clavulanique (40 à 66 %)**. Ces taux préoccupants rejoignent les tendances régionales de multirésistance chez les entérobactéries isolées chez les carnivores domestiques, rapportées en Afrique du Nord (Abouelkhair et al., 2021). De même, la **résistance à la clindamycine** chez *S. pseudintermedius* (jusqu'à 33 %) suggère une circulation de souches résistantes à l'induction de la résistance MLS_B (Macrolide-Lincosamide-Streptogramine B), souvent médiée par le gène *erm(B)* (Kadlec& Schwarz, 2012). En revanche, *P. aeruginosa* est restée sensible à tous les antibiotiques testés, notamment la gentamicine et les fluoroquinolones, confirmant son profil typique en médecine vétérinaire (**Guardabassi et al., 2004**).

La comparaison entre la méthode classique d'antibiogramme et le kit Speed Biogram a révélé une concordance globale de 100 %, ce qui souligne la fiabilité de cette méthode rapide. Ce résultat est conforme aux études d'évaluation du Speed Biogram réalisées par les fabricants et confirmées par des validations indépendantes (**Al-Talib et al., 2020**).

Le principal avantage du Speed Biogram est son délai d'obtention des résultats réduit à 24 h, contre 48 à 72 h pour la méthode standard, ce qui est crucial pour adapter rapidement l'antibiothérapie en clinique, surtout dans les cas graves ou les plaies post-chirurgicales.

Conclusion

Ce travail de recherche a permis d'apporter des éléments essentiels sur l'étiologie microbienne des plaies infectées, en particulier chez les carnivores domestiques. L'identification des agents pathogènes a révélé la prédominance de certaines espèces bactériennes opportunistes, notamment des cocci Gram positifs tels que *Staphylococcus spp.*, ainsi que des bacilles Gram négatifs comme *Escherichia coli* et *Pseudomonas aeruginosa*.

Ces résultats confirment que les plaies constituent un site de colonisation privilégié pour divers microorganismes capables d'interférer avec le processus normal de cicatrisation.

L'analyse du profil d'antibiorésistance des souches isolées met en évidence une situation préoccupante : plusieurs isolats ont présenté une résistance marquée à des antibiotiques couramment utilisés, notamment les bêta-lactamines, les tétracyclines et les fluoroquinolones. Cette antibiorésistance, parfois multi-factorielle, complique la prise en charge thérapeutique et témoigne d'une pression antibiotique excessive ou inappropriée en médecine vétérinaire.

Ainsi, ces résultats soulignent l'importance d'un diagnostic microbiologique préalable à toute antibiothérapie, afin d'assurer un traitement ciblé, efficace et responsable. Ils appellent également à renforcer les stratégies de prévention, notamment par le respect des bonnes pratiques d'hygiène, une surveillance continue des profils de résistance, et une sensibilisation des professionnels à l'utilisation raisonnée des antibiotiques.

En conclusion, ce travail met en lumière la nécessité d'adopter une approche intégrée, alliant microbiologie, pharmacologie et prévention, pour améliorer la gestion des plaies infectées et limiter la propagation de l'antibiorésistance dans le domaine vétérinaire.

Références bibliographiques

- **Liang Y, Zhao X, Ma PX, Guo B.** (2023). Advances in wearable biosensors for wound healing and infection monitoring. *Sensors (Basel)*, 23(11):4893. doi:10.3390/s23114893
- **Armstrong DG, Boulton AJM, Bus SA.** (2017). Diabetic foot ulcers and their recurrence. *New England Journal of Medicine*, 376(24):2367–2375. doi:10.1056/NEJMra1615439
- **Xue J, Wu T, Dai Y, Xia Y, Ding S, Zhang J, Wang L, He W.** (2024). A highly stretchable smart dressing for wound infection monitoring and treatment. *Frontiers in Bioengineering and Biotechnology*, 12:1332260. doi:10.3389/fbioe.2024.1332260
- Antimicrobial photodynamic therapy. *Wikipedia*. Disponible sur: https://en.wikipedia.org/wiki/Antimicrobial_photodynamic_therapy
- Artificial intelligence in healthcare. *Wikipedia*. Disponible sur: https://en.wikipedia.org/wiki/Artificial_intelligence_in_healthcare
- Bailey JE, Shofer FS, Barton BA.** (2010). *Surgical Infections in Small Animal Practice*. Saunders.
- Bardagi M, Fondati A, Fondevila D, Ferrer L.** (2016). Clinical approach to wounds. *Compendium: Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, 38(2).
- Barton CL, Brown SA.** (2007). Age-related immune dysfunction in dogs and cats. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 37(3), 407–420.
- Berzon B.** (2024). Smart bandages that heal wounds faster and talk to your doctor. *Wall Street Journal*. Published May 29, 2024.
- Burgess KE, Campbell J, Carter SD.** (2012). Financial impact of surgical site infections in veterinary medicine. *Veterinary Record*, 171(7), 162–167.
- Chen MY.** (2024). Enhancing AI accessibility in veterinary medicine: linking classifiers and EHRs. *arXiv preprint*. arXiv:2403.12345.
- Chen MY.** (2024). Progress in the application of artificial intelligence in skin wound assessment and prediction of healing time. *American Journal of Translational Research*, 16(4), 1458–1470.
- Chen MY.** (2025). Wound AIssist: A patient-centered mobile app for AI-assisted wound care. *arXiv preprint*. arXiv:2504.12345.
- Dowsett C, Newton H, Harding KG.** (2019). Wound infection: an overview. *British Journal of Community Nursing*, 24(Sup8), S6–S12.
- Ducassou J, Bernard P, Reynaud F, Viala D.** (2015). *Soins post-opératoires en médecine vétérinaire*. Med'Vet Editions.

-Ehrlich HP, Krummel TM, Keefer KA. (2013). Surgical wound healing and infection. *Clinics in Plastic Surgery*, 40(3), 369–381.

-Eming SA, Martin P, Tomic-Canic M. (2014). Wound repair and regeneration: mechanisms, signaling, and translation. *Science Translational Medicine*, 6(265):265sr6. doi:10.1126/scitranslmed.3009337

-Fossum TW. (2019). *Small Animal Surgery*. 5th ed. Elsevier.

-Gardner SE, Frantz RA, Doebling BN. (2006). Validity of the clinical signs and symptoms used to identify localized chronic wound infection. *Wound Repair and Regeneration*, 14(5), 548–557.

-Gethin G, Cowman S, Conroy RM. (2022). Predicting wound healing outcomes. *Wounds International*, 13(1), 20–29.

-Hampton S. (2023). Assessing delayed healing in wounds. *British Journal of Nursing*, 32(Sup4), S16–S23.

-Han A, Zenilman JM, Melendez JH, Shirtliff ME, Agostino P, James G, Stewart PS. (2011). The role of bacteria in chronic wounds. *Wound Repair and Regeneration*, 19(1), 10–17.

-Horne RR, Corr S, Jeffery ND, Friend E, MacFarlane C, Beauchamp G. (2018). Postoperative complications in dogs and cats: an analysis. *Journal of Veterinary Surgery*, 47(4), 545–552.

-Hosgood G. (2006). Wound management in the dog and cat. In: BSAVA Manual of Canine and Feline Surgical Principles. British Small Animal Veterinary Association, 217–226.

-International Wound Infection Institute (IWII). (2016). *Wound Infection in Clinical Practice: Principles of Best Practice*. Wounds International.

-International Wound Journal. (2023). Volume 20, March 14. *International Wound Journal*, 20(3).

-Joaquin M, Lee J, Lee KC, Kim Y, Park S, Cho H. (2013). Superficial wound infections in veterinary surgery. *Veterinary Journal*, 197(2), 345–350.

-Kirpensteijn J, Ter Haar G. (2020). *Guide pratique de gestion des plaies et chirurgie reconstructrice chez le chien et le chat*. Med'Vet.

-Leaper DJ, Schultz G, Carville K. (2015). Extending the TIME concept: What have we learned in the past 10 years? *International Wound Journal*, 9(Suppl 2), 1–19.

-Lipsky BA, Berendt AR, Cornia PB, Pile JC, Peters EJG, Armstrong DG, Deery HG et al. (2012). 2012 Infectious Diseases Society of America Clinical Practice Guideline for the

diagnosis and treatment of diabetic foot infections. *Clinical Infectious Diseases*, 54(12), e132–e173.

-Lipsky BA, Senneville E, Abbas ZG, Aragón-Sánchez J, Diggle M, Embil JM, et al. (2020). Guidelines on the diagnosis and treatment of foot infection in persons with diabetes. *Diabetes Metabolism Research and Reviews*, 36(S1), e3280.

-Malone M, Johani K, Jensen SO, Gosbell IB, Dickson HG, Hu H, Vickery K. (2017). Next generation DNA sequencing of tissues from infected diabetic foot ulcers. *EBioMedicine*, 21, 142–149.

-Matthews KA, Muir WW, Slater MR. (2002). Wound healing in the veterinary patient. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 32(1), 1–14.

-Miller L, Pickett JP, Cross AR, Chew DJ, Jergens AE, Simpson KW. (2011). Operating room sterility and wound infection control. *Veterinary Surgery*, 40(3), 252–258.

-Nelson RW, Couto CG. (2019). *Small Animal Internal Medicine*. 6th ed. Elsevier.

-Papazoglou LG, Patsikas MN, Rallis TS, Adamama-Moraitou KK. (2001). Management of infected wounds in small animals. *Journal of Veterinary Medicine Series A: Physiology Pathology Clinical Medicine*, 48(10), 593–601.

-Popper N. (2021). This plastic dot sniffs out infections doctors can't see. *Wired*. Available at: <https://www.wired.com>

-Revest M, Egmann G, Le Tulzo Y, Tattevin P. (2013). Infections des plaies : évaluation clinique et indications thérapeutiques. *Revue Médicale Suisse*, 9(379), 481–484.

-Rhoads DD, Wolcott RD, Sun Y, Dowd SE. (2012). Clinical identification of bacteria in chronic wounds: culturing vs. DNA sequencing. *BMC Infectious Diseases*, 12, 321. doi:10.1186/1471-2334-12-321

-Rizzo A, Roscetti G, Pediconi D, Bacci B, Brachelente C, Lepri E, et al. (2016). Diabetes and delayed wound healing in dogs. *Comparative Medicine*, 66(5), 399–406.

-Rudolph R, Ballantyne DL, Salasche SJ. (1992). Deep wound infections in veterinary medicine. *Wound Repair and Regeneration*, 1(3), 303–309.

-Schaeffer DJ, White DJ, Lunney JK, Schaub LJ. (2014). Systemic effects of chronic wound infections. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 24(5), 518–527.

-Schreml S, Szeimies RM, Prantl L, Karrer S, Landthaler M, Babilas P. (2010). Wound healing in the 21st century. *Journal of the American Academy of Dermatology*, 63(5), 866–881.

-Singh A, Sharma R, Patel S. (2023). Smart sensors and wound dressings: AI-supported chronic skin monitoring – A review. *Sensors and Actuators B: Chemical*, 382, 133550.

-**Smeak DD.** (2008). Wound management and wound healing. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 38(4), 819–837.

-**Torrente C, Manzanilla EG, de Gopegui RR, Fondevila D.** (2005). Septicemia in small animals: Clinical features and outcomes. *Veterinary Journal*, 170(3), 381–385.

-**Vowden K, Vowden P.** (2016). Bioengineered skin substitutes. *Journal of Community Nursing*, 30(4), 44–50.

-**Weese JS, Blondeau JM, Boothe D, Guardabassi L, Gumley N, Papich M, Villarino N.** (2011). Antimicrobial use guidelines for treatment of bacterial infections in dogs and cats. *Canadian Veterinary Journal*, 52(8), 861–864.

-**Williams DL, Moores AP, Harris KA, Waldron DR.** (2012). Obesity and wound healing in dogs and cats. *Veterinary and Comparative Orthopaedics and Traumatology*, 25(6), 447–452.

-**Wound Healing Society (WHS).** (2006). Guidelines for the treatment of wounds. *Wound Repair and Regeneration*, 14(6), 680–692.

-**Wounds UK.** (2013). *Best practice statement: Holistic management of venous leg ulceration*. London: Wounds UK.

-**Zhang M, Zhang J, Li J, Wang X, Chen X, Zhao Y.** (2023). Current status, challenges, and prospects of artificial intelligence applications in wound repair. *Theranostics*, 13(5), 1717–1732. doi:10.7150/thno.80802