



ANTIBIOPROPHYLAXIE EN CHIRURGIE OSTÉO-ARTICULAIRE CHEZ LE CHIEN ET LE CHAT

OBJECTIFS

1. Etudier les données scientifiques établies concernant l'utilisation des antibiotiques en antibioprophylaxie en chirurgie ostéo-articulaire.
2. Proposer des recommandations d'utilisation raisonnée et non abusive dans ce champ d'application.
3. Eviter une utilisation injustifiée de l'antibioprophylaxie lors de chirurgie ostéo-articulaire n'en nécessitant pas.

SITUATION ACTUELLE

Prévalence des infections en chirurgie ostéo-articulaire

Les infections sont relativement rares en chirurgie ostéo-articulaire (17). La plupart des données scientifiques établies sont issues de la littérature concernant la chirurgie humaine. En chirurgie vétérinaire, la majorité des études réalisées ne concernent ni un nombre suffisamment grand de malades ni une durée suffisante pour donner des preuves scientifiques irréfutables (5).

En chirurgie humaine, les études de prévalence ont montré que les infections étaient par exemple 2,1 fois plus fréquentes en chirurgie urinaire et 4,8 fois plus fréquentes en chirurgie gastro-intestinale qu'en chirurgie ostéo-articulaire (14,17).

Pratiques actuelles de traitement

Les pratiques enseignées et utilisées en chirurgie vétérinaire à l'heure actuelle correspondent aux protocoles proposés dans cette fiche.

Facteurs de risques

Les facteurs de risques d'infection sont ceux de toute chirurgie aggravés par la présence fréquente d'implants et/ou par une éventuelle instabilité d'un foyer fracturaire (5,14,17) :

- importance de la contamination bactérienne préopératoire (fractures ouvertes) ;
- moment où la tonte est réalisée : une tonte anticipée (non réalisée immédiatement avant l'intervention chirurgicale) augmente le risque d'infection ;
- durée de l'intervention chirurgicale ;
- durée de l'anesthésie ;
- âge, maladie intercurrente (diabète...);
- traitement immunomodulateur.

Pathogènes en cause

La majorité des infections ostéo-articulaires sont contractées pendant l'intervention chirurgicale. Chez le chien et le chat, le germe pathogène est un staphylocoque dans plus de 60 % des cas. *Staphylococcus pseudintermedius* puis *Staphylococcus aureus* sont les plus fréquents (4,9).

D'autres germes peuvent également être retrouvés lors d'infection ostéo-articulaire : Gram + : *streptococcus spp.*, Gram - : *Escherichia coli*, *Pseudomonas spp.*, *Proteus spp.*, *Klebsiella spp.*

En chirurgie humaine, les progrès des méthodes de culture des anaérobies ont permis de mettre en cause de manière de plus en plus fréquente des germes anaérobies associés ou non à des germes aérobies dans les infections ostéo-articulaires. La recherche et l'identification de ces germes anaérobies sont indispensables (4).



Biofilm

En chirurgie orthopédique, au contact des implants, certaines bactéries (en particulier les staphylocoques) sécrètent des complexes insolubles muco-polysaccharidiques (glycocalyx) qui, associés avec des protéines de liaison de l'hôte, constituent une matrice tridimensionnelle solidement adhérente à l'implant. Ce « biofilm » permet aux bactéries de se multiplier et les protège des défenses de l'organisme ainsi que de l'action des antibiotiques (le biofilm joue le rôle de filtre empêchant la diffusion des antibiotiques au contact des bactéries). Il se constitue en quelques heures.

La prévention de la mise en place de ce biofilm par la réalisation d'une antibioprophylaxie est un élément majeur de prévention de l'infection chirurgicale en orthopédie. L'administration d'antibiotiques avant le début de l'intervention chirurgicale permet d'inhiber la croissance des bactéries qui contaminent la plaie opératoire et donc empêche la formation d'un biofilm (4).

Résistances connues

Comme en chirurgie humaine, les cas d'infections ostéo-articulaires dus à des bactéries résistantes augmentent en chirurgie vétérinaire. Les premières infections ostéo-articulaires dues à des staphylococcus aureus résistants à la méticilline (SARM) ont été décrites en 1999 chez le chien (16).

Depuis les études ont rapporté de nombreuses infections ostéo-articulaires chez les carnivores domestiques dues à des germes multirésistants : essentiellement des SARM et des *staphylococcus pseudintermedius* résistants à la méticilline (SPIRM).

Les premières infections ostéo-articulaires dues à des SARM ont été rapportées chez l'Homme dans les années soixante. Elles ont progressé rapidement à partir des années quatre-vingt.

Les premiers cas de contamination de l'animal par des SARM ont été décrits chez le cheval. Ces contaminations étaient a priori dues à des germes provenant de foyer humain (2,15,20). Des cas ont ensuite été décrits chez le chien, pour lesquels le « réservoir humain » semble en cause (2,12,18,19).

L'apparition et l'augmentation des infections ostéo-articulaires dues à des germes multirésistants en chirurgie vétérinaire suivent la même évolution qu'en chirurgie humaine avec les mêmes facteurs de risque identifiés : hospitalisation prolongée, passage dans des unités de soins intensifs, interventions de plus en plus complexes avec mise en place d'implants (10,11).

Les études montrent des risques de transmission par contact étroit de germes multirésistants entre l'Homme et l'animal, dans les deux sens (12,13,18,19).

La prévention de ces résistances doit donc être une priorité chez l'animal lors de chirurgie ou d'infection ostéo-articulaire.

FAIRE OU NE PAS FAIRE UNE ANTI-BIOPROPHYLAXIE

Justification de l'antibioprophylaxie en chirurgie ostéo-articulaire

En chirurgie ostéo-articulaire, l'antibioprophylaxie est justifiée :

- par les conséquences désastreuses d'une infection des tissus osseux et articulaires ;
- par la présence d'implants. Il a été démontré qu'en présence d'implants, une infection peut se développer avec un très faible *inoculum* en particulier avec *Staphylococcus aureus* (17) ;
- par la durée de certaines interventions sur des tissus traumatisés.

En chirurgie ostéo-articulaire humaine, il a été démontré que l'antibioprophylaxie permet de faire passer le taux d'infection d'une fréquence de 4 à 8 % (sans antibioprophylaxie) à 1 à 3 % (avec antibioprophylaxie) (17).

Interventions en chirurgie ostéo-articulaire ne justifiant pas d'antibioprophylaxie

L'antibioprophylaxie n'est pas justifiée pour toutes les interventions chirurgicales ostéo-articulaires. Elle ne doit pas être mise en œuvre pour les interventions d'une durée inférieure à une heure et qui ne nécessitent pas la mise en place de matériel non résorbable (arthroscopie, arthrotomie...). Dans tous les autres cas l'antibioprophylaxie est justifiée.



Place de l'antibioprophylaxie dans la prévention de l'infection en chirurgie ostéo-articulaire

Il est important de rappeler que l'antibioprophylaxie en chirurgie orthopédique n'est qu'une des multiples mesures à prendre pour prévenir l'infection chirurgicale (5,10,17).

En chirurgie humaine, des preuves scientifiques établies ont montré que la préparation du patient, la préparation du chirurgien, le comportement en salle d'intervention et le respect des règles de la chirurgie atraumatique étaient au même niveau d'importance que l'antibioprophylaxie pour prévenir les complications septiques. Aussi, les résultats de l'antibioprophylaxie ne seront intéressants que si toutes les techniques de prévention de l'infection sont correctement mises en œuvre. Si ces conditions sont respectées, le rapport bénéfice/risque est incontestablement en faveur de la mise en œuvre d'une antibioprophylaxie en chirurgie orthopédique (5,17).

Protocole d'antibioprophylaxie lors de site chirurgical fermé

Les protocoles évoluent.

En chirurgie humaine, la durée de ces protocoles est de plus en plus limitée dans le temps. Des preuves scientifiques établies montrent que la limitation de la durée d'administration des antibiotiques lors d'antibioprophylaxie ne modifie pas son efficacité tout en limitant les risques de sélectionner des germes résistants (17). En chirurgie vétérinaire de telles études, de mêmes valeurs de preuves n'existent pas et l'évolution des protocoles vétérinaires suit celle des protocoles de chirurgie humaine.

Depuis 2013 le protocole retenu pour réaliser une antibioprophylaxie en chirurgie ostéo-articulaire vétérinaire est le suivant (5) :

- Utilisation de céphalosporine de première génération : céfalexine, céfazoline. Ces deux molécules ne sont plus disponibles en France à l'heure actuelle. ;
- Administration par voie veineuse entre 30 minutes et une heure avant le début de l'intervention céfazoline (22 mg/kg), céfalexine (30 mg/kg) ;
- Ré-injection pendant l'intervention toutes les deux demi-vies plasmatiques de l'antibiotique (toutes les 2 heures pour les deux molécules citées) ;
- Une injection en fin d'intervention, voire jusqu'à 24 heures après l'intervention (3).

Aucune étude ne montre de preuves scientifiques établies de l'intérêt de poursuivre l'administration d'antibiotique au-delà des 24 heures suivant l'intervention.

En chirurgie orthopédique humaine, les dernières études ont permis de définir le protocole suivant (17) :

- **Utilisation de céphalosporine de première génération** (essentiellement céfazoline). Ces molécules sont presque toujours « suffisantes » sauf situations exceptionnelles (allergies, risque particulier identifié) ;
- Administration d'un antibiotique par voie veineuse entre 30 minutes et une heure avant le début de l'intervention céfazoline (22 mg/kg) ;
- **Une seule administration suffit pour les interventions de moins de 4 heures ;**
- **Aucune étude ne montre des preuves scientifiques établies de l'intérêt de poursuivre l'administration d'antibiotique après l'intervention.**

Compte tenu des risques de sélection de germes résistants lorsqu'on prolonge l'administration d'antibiotique dans le temps et en l'absence de preuves scientifiques établies de l'intérêt de poursuivre l'administration d'antibiotique après l'intervention en chirurgie vétérinaire, il serait logique de faire évoluer les protocoles en chirurgie vétérinaire et d'adopter les protocoles retenus actuellement en chirurgie humaine.

L'utilisation d'antibiotiques d'importance critique comme les fluoroquinolones* n'est pas justifiée pour l'antibioprophylaxie en chirurgie orthopédique vétérinaire (malgré leur bonne diffusion dans les tissus ostéo-articulaires). L'intérêt de l'utilisation de ces antibiotiques à très large spectre n'a pas été démontré. Par contre leur capacité à entraîner la sélection rapide de germes résistants fait pencher le rapport bénéfice/risque vers un risque injustifié (8). Il en est de même pour les céphalosporines de troisième génération et ce d'autant plus que la seule forme disponible en médecine vétérinaire est une forme retard.

*Attention, antibiotique d'importance critique !



Mise en place de ciment chirurgical

Lors d'utilisation de ciment chirurgical pour la mise en place de prothèse ou de vis « pilotis », il a été prouvé depuis longtemps en chirurgie humaine que l'utilisation d'un ciment imprégné de gentamicine diminuait les risques d'infections (7,17). L'utilisation de ce type de ciment dans un but prophylactique de l'infection chirurgicale est également à privilégier en chirurgie vétérinaire (6).

Cas particulier des prothèses

Un prélèvement pour antibiogramme doit être réalisé en fin d'intervention. Compte tenu des risques majorés de contamination et des conséquences dramatiques d'une complication septique lors de ce type d'intervention, il a été proposé de continuer l'antibioprophylaxie jusqu'à l'obtention des résultats de l'analyse bactériologique (1).

Protocole d'antibioprophylaxie lors de fractures ouvertes

Aucune étude, même chez l'Homme, n'a permis de distinguer de manière certaine les infections dues à des germes inoculés lors de la fracture des infections contractées lors de la chirurgie. Certaines études montrent l'absence de concordance entre les germes retrouvés dans le foyer de fracture initial et les germes responsables d'une infection postopératoire. D'autres études ont montré au contraire une concordance pouvant aller jusqu'à 83 % (17).

- Pour les fractures ouvertes de type I ou II, l'administration d'antibiotique ne doit pas dépasser 24 heures. Il y a un débat pour qualifier cette administration de 24 heures d'antibioprophylaxie ou d'antibiothérapie (17).
- Pour les fractures de type III, il n'y a pas de consensus. Il était recommandé jusqu'à présent de continuer l'administration d'antibiotiques pendant plusieurs jours (voire plusieurs semaines). Les dernières études en chirurgie orthopédique humaine montrent qu'il n'y a pas d'intérêt à continuer l'administration d'antibiotique après 72 heures en dehors de signes tangibles d'infection (17).

En l'absence de preuves établies en chirurgie vétérinaire de l'intérêt de poursuivre l'administration d'antibiotique lors de fracture ouverte de type III, il paraît, là encore, logique d'adopter les protocoles retenus actuellement en chirurgie humaine qui permettent, en limitant la durée d'exposition, de limiter la survenue de résistance. Les molécules utilisées lors d'antibioprophylaxie de fractures ouvertes sont les mêmes que celles utilisées lors de fractures fermées.

Lors de fracture ouverte, l'ensemble des études (en chirurgie humaine comme en chirurgie vétérinaire) insistent sur la nécessité et l'importance du traitement chirurgical initial de la plaie. **Toutes les études montrent que la précocité et la qualité de ce traitement initial, en particulier le parage chirurgical du foyer sceptique sont beaucoup plus importants que la durée du traitement antibiotique pour prévenir l'infection** (4,6,17).

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Bergh MS. Complications and radiographic findings following cemented total hip replacement. *Vet Comp Orthop Traumatol.* 2006 ; 3 : 172-9.
2. Boerlin P, White DG. Antimicrobial Resistance and Its Epidemiology. In : Giguère, Prescott JF, Dowling PM, eds, *Antimicrobial Therapy in Veterinary Medicine.* 5th ed. Hoboken : John Wiley & Sons Inc ; 2013 : 21-40.
3. Bratzler DW, Houck PM. Antimicrobial prophylaxis for surgery : an advisory statement from the National Surgical Infection Prevention Project. *Am J Surg.* 2005 ; 189 : 395-404.
4. Budsberg SC. Osteomyelitis. In : Tobias KM, Johnston SA, eds, *Veterinary Surgery : Small Animal (volume I).* St Louis : Saunders ; 2012 : 669-75.
5. Cimino BD. Wound Infections and Antimicrobial Use. In : Tobias KM, Johnston SA, eds, *Veterinary Surgery : Small Animal (volume I).* St Louis : Saunders ; 2012 : 627-47.
6. Dowling PM. Antimicrobial Therapy of Osteomyelitis, Septic Arthritis, and Septic Tenosynovitis. In : Giguère,



Prescott JF, Dowling PM, eds, *Antimicrobial Therapy in Veterinary Medicine*. 5th ed. Hoboken : John Wiley & Sons Inc ; 2013 : 395-401.

7. Engesaeter LB et coll. Does cement increase the risk of infection in primary total hip arthroplasty ? Revision rates in 56275 cemented and uncemented primary THAs followed for 0-16 years in the Norwegian Arthroplasty Register. *Acta Orthop*. 2006 ; 77 : 351-8.

8. Giguere S, Dowling PM. Fluoroquinolones. In : Giguère, Prescott JF, Dowling PM, eds, *Antimicrobial Therapy in Veterinary Medicine*. 5th ed. Hoboken : John Wiley & Sons Inc ; 2013 : 295-314.

9. Johnson, KA. Osteomyelitis in dogs and cats. *J Am Vet Med Assoc*. 1994 ; 204 : 1882- 7.

10. Llyod DH. Multi resistant bacteria : current status including management. *Proceedings 3rd World Veterinary Orthopaedic Congress*. Bologna ; 2010 : 137-8.

11. Llyod DH. Nosocomial surgical infections. *Proceedings 3rd World Veterinary Orthopaedic Congress*. Bologna ; 2010 : 139-40.

12. Prescott J F. Beta-lactam Antibiotics. In : Giguère, Prescott JF, Dowling PM, eds, *Antimicrobial Therapy in Veterinary Medicine*. 5th ed. Hoboken : John Wiley & Sons Inc ; 2013 : 133-152.

13. Price LB et coll. Staphylococcus aureus CC398 : host adaptation and emergence of methicillin resistance in livestock. *mBio*. 2012 ; 3 : 305-11.

14. Rioux C et coll. The standardized incidence ratio as a reliable tool for surgical site infection surveillance. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 2006 ; 27 : 817-24.

15. Seguin JC et coll. Methicillin-resistant Staphylococcus aureus outbreak in a veterinary teaching hospital : potential human-to-animal transmission. *J Clin Microbiol*. 1999 ; 37 : 1459-63.

16. Tomlin J et coll. Methicillin-resistant Staphylococcus aureus infections in 11 dogs. *Vet Rec*. 1999 ; 144 : 60-4.

17. Uçkay I et coll. Prevention of surgical site infections in orthopaedic surgery and bone trauma : state-of-the-art update. *J Hosp Infect*. 2013 ; 84 : 5-12.

18. Van Duijkeren E et coll. Human-to-dog transmission of methicillin-resistant Staphylococcus aureus. *Emerg Infect Dis*. 2004 ; 10 : 2235-2237.

19. Van Duijkeren E et coll. Methicillin-resistant staphylococci isolated from animals. *Vet Microbiol* 2004 ; 103 : 91-7.

20. Weese JS. Methicillin-resistant Staphylococcus aureus in animals. *ILAR J*. 2010 ; 51 : 233-44.



ANTIBIOTHÉRAPIE EN CHIRURGIE OSTÉO-ARTICULAIRE CHEZ LE CHIEN ET LE CHAT

OBJECTIFS

1. Etudier les données scientifiques établies concernant l'utilisation des antibiotiques en antibiothérapie lors d'ostéomyélite ou d'arthrite septique.
2. Proposer des recommandations d'utilisation raisonnée dans ce champ d'application pour éviter l'utilisation abusive des antibiotiques.

SITUATION ACTUELLE

Diagnostic de l'infection ostéo-articulaire

Chez le chien et le chat, la très grande majorité des ostéomyélites et des arthrites sont post-traumatiques. Les ostéomyélites ou arthrites d'origine hémotogène sont très rares dans ces espèces. Cliniquement on distingue des ostéomyélites (ou des arthrites) aiguës et des ostéomyélites (ou des arthrites) chroniques. Leur diagnostic repose sur des éléments cliniques, bactériologiques et d'imagerie. La recherche et l'identification du ou des agents infectieux sont fondamentales dans le cadre du traitement et en particulier pour réaliser une antibiothérapie raisonnée.

Prévalence des infections en chirurgie ostéo-articulaire

Les infections sont relativement rares en chirurgie ostéo-articulaire (21). La plupart des données scientifiques établies sont issues de la littérature concernant la chirurgie humaine. En chirurgie vétérinaire, la majorité des études réalisées ne concernent ni un nombre suffisamment grand de malades ni une durée suffisante pour donner des preuves scientifiques irréfutables (3).

En chirurgie humaine, les études de prévalence ont montré que les infections étaient, par exemple, 2,1 fois plus fréquentes en chirurgie urinaire et 4,8 fois plus fréquentes en chirurgie gastro-intestinale qu'en chirurgie ostéo-articulaire (18,21).

Pratiques actuelles de traitement

Les pratiques enseignées et utilisées en chirurgie vétérinaire à l'heure actuelle correspondent aux protocoles proposés dans cette fiche.

Facteurs de risques

Les facteurs de risques d'infection sont ceux de toute chirurgie aggravés par la présence fréquente d'implants et/ou par une éventuelle instabilité d'un foyer fracturaire (3,18,21) :

- importance de la contamination bactérienne préopératoire (fractures ouvertes) ;
- moment où la tonte est réalisée : une tonte anticipée (non réalisée immédiatement avant l'intervention chirurgicale) augmente le risque d'infection ;
- durée de l'intervention chirurgicale ;
- durée de l'anesthésie ;
- âge, maladie intercurrente (diabète...) ;
- traitement immunomodulateur.



Pathogènes en cause

La majorité des infections ostéo-articulaires sont contractées pendant l'intervention chirurgicale. Chez le chien et le chat, le germe pathogène est un staphylocoque dans plus de 60 % des cas. *Staphylococcus pseudintermedius* puis *Staphylococcus aureus* sont les plus fréquents (2,10).

D'autres germes peuvent également être retrouvés lors d'infection ostéo-articulaire : Gram + : *streptococcus*, Gram - : *Escherichia coli*, *Pseudomonas*, *Proteus*, *Klebsiella*.

En chirurgie humaine, les progrès des méthodes de culture des anaérobies ont permis de mettre en cause de manière de plus en plus fréquente des germes anaérobies associés ou non à des germes aérobies dans les infections ostéo-articulaires. La recherche et l'identification de ces germes anaérobies sont indispensables (2).

Biofilm

En chirurgie orthopédique, au contact des implants, certaines bactéries (en particulier les staphylocoques) sécrètent des complexes insolubles muco-polysaccharidiques (glycocalyx) qui, associés avec des protéines de liaison de l'hôte, constituent une matrice tridimensionnelle solidement adhérente à l'implant. Ce « biofilm » permet aux bactéries de se multiplier et les protège des défenses de l'organisme ainsi que de l'action des antibiotiques (le biofilm joue le rôle de filtre empêchant la diffusion des antibiotiques au contact des bactéries). Il se constitue en quelques heures.

La prévention de la mise en place de ce biofilm par la réalisation d'une antibioprophylaxie est un élément majeur de prévention de l'infection chirurgicale en orthopédie. L'administration d'antibiotiques avant le début de l'intervention chirurgicale permet d'inhiber la croissance des bactéries qui contaminent la plaie opératoire et donc empêche la formation d'un biofilm (2).

Résistances connues

Comme en chirurgie humaine, les cas d'infections ostéo-articulaires dus à des bactéries résistantes augmentent en chirurgie vétérinaire. Les premières infections ostéo-articulaires dues à des *staphylococcus aureus* résistants à la méticilline (SARM) ont été décrits en 1999 chez le chien (20) ;

Depuis les études ont rapporté de nombreuses infections ostéo-articulaires chez les carnivores domestiques dues à des germes multirésistants : essentiellement des SARM et des *staphylococcus pseudintermedius* résistants à la méticilline (SPIRM).

Les premières infections ostéo-articulaires dues à des SARM ont été rapportées chez l'Homme dans les années soixante. Elles ont progressé rapidement à partir des années quatre-vingt.

Les premiers cas de contamination de l'animal par des SARM ont été décrits chez le cheval. Ces contaminations étaient a priori dues à des germes provenant de foyer humain (1,19,24). Des cas ont ensuite été décrits chez le chien, pour lesquels le « réservoir humain » semble en cause (1,16,22,23).

L'apparition et l'augmentation des infections ostéo-articulaires dues à des germes multirésistants en chirurgie vétérinaire suivent la même évolution qu'en chirurgie humaine avec les mêmes facteurs de risque identifiés : hospitalisation prolongée, passage dans des unités de soins intensifs, interventions de plus en plus complexes avec mise en place d'implants (12,13).

Les études montrent des risques de transmission par contact étroit de germes multirésistants entre l'Homme et l'animal, dans les deux sens (16,17,22,23).

La prévention de ces résistances doit donc être une priorité aussi chez l'animal lors de chirurgie ou d'infection ostéo-articulaire.

TRAITER UNE OSTÉOMYÉLITE OU UNE ARTHRITE SEPTIQUE

Principes du traitement

Le traitement est fondé sur :

- un traitement chirurgical de parage et nettoyage du site infectieux avec en particulier l'exérèse de l'os nécrotique et des implants recouverts de biofilm ;
- la stabilisation du foyer de fracture si on est en présence d'une fracture ayant fait l'objet d'une ostéosynthèse :



- si les implants stabilisent encore le foyer de fracture et s'ils ne peuvent pas être remplacés par un autre moyen de stabilisation, ils doivent être laissés en place jusqu'à cicatrisation osseuse ;
- une antibiothérapie ciblée d'une durée minimale de 4 semaines.

Recherche et identification de l'agent (des agents) bactérien(s)

Le prélèvement doit être fait avant l'emploi d'anti-infectieux. L'idéal est de le réaliser dans le site infecté : par ponction à l'aiguille sous échographie ou prélèvement per-opératoire de fragments osseux nécrotiques et/ou d'implants. Le traitement du prélèvement doit permettre la recherche et l'identification des germes aérobies et anaérobies.

La corrélation entre la sensibilité aux antibiotiques *in vitro* des germes isolés avec la sensibilité aux antibiotiques de ces germes dans le foyer de fracture n'est pas toujours bonne. Le biofilm peut en effet empêcher l'atteinte d'une concentration minimum inhibitrice au contact des implants (2,5).

Traitement antibiotique par voie générale

Il comporte deux temps : (2,5)

- Une antibiothérapie initiale, probabiliste, mise en place de manière temporaire dans l'attente des résultats bactériologiques. Cette antibiothérapie doit être ciblée sur les germes le plus souvent en cause (*Staphylococcus spp.*). Elle est réalisée avec un antibiotique ayant une bonne pénétration dans l'os et/ou l'articulation. Les antibiotiques de choix sont les céphalosporines de première génération par voie veineuse : céfazoline (22 mg/kg toutes les 12 heures), céfalexine (30 mg/kg toutes les 12 heures). Ces molécules, bien que non critiques ne sont actuellement pas disponibles pour les vétérinaires en France.
- Ensuite, une antibiothérapie ciblée sur les germes pathogènes identifiés, mise en place dès l'obtention des résultats bactériologiques. Cette antibiothérapie doit être longue (entre 4 et 8 semaines). Elle doit donc utiliser des antibiotiques non toxiques qui doivent par ailleurs bien diffuser dans l'os et/ou l'articulation. Outre les céphalosporines de première génération, la clindamycine (11 mg/kg toutes les 12 heures) bénéficie d'une bonne diffusion osseuse. Les aminosides ont également une bonne diffusion osseuse et permettent de lutter contre les infections ostéo-articulaires dues à certains germes aérobies Gram - et à certains staphylocoques multirésistants (SMR) sensibles aux aminosides. La gentamicine et la nétilmicine sont les molécules les moins « toxiques » de la famille des aminosides mais restent cependant néphrotoxiques (gentamicine 8000 UI/kg toutes les 24 heures avec surveillance de la fonction rénale). Elles ne doivent être utilisées que lorsque les antibiotiques moins toxiques ne sont pas efficaces (4).

Quand deux formes galéniques sont possibles (orale et parentérale), la voie parentérale est à privilégier pendant au moins les deux premières semaines de traitement avant le relais par voie orale (2,5).

En raison de leur capacité à entraîner la sélection de germes résistants et malgré leur bonne diffusion dans les tissus ostéo-articulaires, **l'utilisation d'antibiotiques d'importance critique comme les fluoroquinolones* (par exemple marbofloxacin 2 mg/kg toutes les 24 heures) n'est justifiée que lors d'impasse thérapeutique avec les antibiotiques de premier niveau** (7,10). Lors de traitement de longue durée, les quinolones* sont par ailleurs toxiques pour le cartilage et les tendons et interfèrent avec la cicatrisation osseuse (6,7,9,15). La toxicité pour le cartilage a été prouvée *in vivo* et *in vitro* chez le chien, le rat, le lapin, le mouton, l'homme... Les céphalosporines de troisième génération doivent être réservées au traitement de l'infection chez l'Homme (5).

Traitement antibiotique local

La mise en place d'un anti-infectieux directement dans le foyer septique permet d'atteindre localement des concentrations très élevées en anti-infectieux, impossibles à atteindre par voie générale, tout en évitant des phénomènes de toxicité générale. Ces antibiotiques peuvent être amenés sur site par des systèmes d'irrigation-aspiration continue ou par l'intermédiaire de support posés *in situ*. Les difficultés de gestion des systèmes d'irrigation-aspiration chez l'animal font privilégier l'utilisation de l'antibiothérapie sur support (5,14). La technique la plus documentée et permettant d'avoir les meilleurs résultats est l'utilisation d'éponges, de compresses de collagène ou de billes de Polyméthacrylate de méthyle (PMMA) imprégnées de gentamicine laissées *in situ* pendant quatre semaines. Les concentrations atteintes localement peuvent permettre d'obtenir un effet bactériostatique voire bactéricide sur des germes considérés comme résistants ou intermédiaires à la gentamicine sur l'antibiogramme (2,5,14).

*Attention, antibiotique d'importance critique !



Les ciments imprégnés d'antibiotiques commercialisés pour mettre en place les prothèses présentent une concentration en antibiotique insuffisante pour avoir une efficacité quelconque dans le cadre d'une antibiothérapie locale lors d'ostéomyélite. La possibilité d'adjonction d'antibiotique dans ces ciments est limitée dans un souci de préservation de leurs propriétés mécaniques. Ils ne sont intéressants qu'en antibioprophy-laxie lors de chirurgie prothétique. Pour le traitement des infections, si on veut obtenir un relargage important d'antibiotique *in situ* avec du ciment, il vaut mieux le préparer en extemporané et ajouter une quantité beaucoup plus importante d'antibiotique : 4,5 g de gentamicine pour une pochette de ciment de 40 g (contre 1 g de gentamicine pour une pochette de ciment de 40 g pour les ciments commerciaux « prophylactiques » pour prothèse) (8,11).

Traitement chirurgical - Stabilisation du foyer

Le traitement chirurgical, non développé ici, est une part majeure du succès du traitement de l'infection ostéo-articulaire. **Sans un traitement chirurgical permettant une stabilisation ainsi qu'un parage suffisamment drastique du foyer fracturaire, tous les traitements antibiotiques sont voués à l'échec et les risques de sélection de germes multirésistants seront majorés** (2,5,12,21).

La stabilisation la plus parfaite possible du foyer fracturaire est indispensable. Une fracture ne peut cicatriser en présence d'infection que si le foyer est parfaitement stable (2,5).

Cas particulier des prothèses

Lors d'infection en présence de prothèse, la règle est l'ablation du matériel prothétique ainsi que le parage complet du site infecté. La mise en place de nouveau matériel exogène dans le foyer septique a longtemps été considérée comme une prise de risque d'échec du traitement de l'infection (2,5).

De nombreux cas sont maintenant rapportés, en chirurgie humaine comme en chirurgie vétérinaire, de « guérison » de sites d'implantation infectés, après exérèse de prothèses cimentées, parage chirurgical, mise en place d'une antibiothérapie locale sur support et réimplantation de prothèses non cimentées (2,5).

Le rapport bénéfice/risque doit être évalué au cas par cas en particulier en fonction du (des) germe(s) isolés responsable(s) de l'infection.

Surveillance post « guérison »

Des bactéries peuvent rester quiescentes, protégées dans un biofilm, et peuvent entraîner une rechute tardive de l'infection. Ces infections tardives sont bien documentées en chirurgie ostéo-articulaire chez l'Homme, beaucoup moins en chirurgie vétérinaire. Il est cependant prudent de faire un suivi régulier de l'animal traité pour une infection ostéo-articulaire « avec succès » afin d'éviter suffisamment tôt une éventuelle reprise de l'infection (par exemple en faisant l'ablation du matériel d'ostéosynthèse encore en place, s'il n'a plus de rôle nécessaire) (5,21).

Cette surveillance après traitement de l'infection permet d'éviter d'avoir de nouveau recours à une antibiothérapie et à encore de minimiser les risques d'apparition de résistance.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Boerlin P, White DG. *Antimicrobial Resistance and Its Epidemiology*. In : Giguère, Prescott JF, Dowling PM, eds, *Antimicrobial Therapy in Veterinary Medicine*. 5th ed. Hoboken : John Wiley & Sons Inc ; 2013 : 21-40.
2. Budsberg SC. *Osteomyelitis*. In : Tobias KM, Johnston SA, eds, *Veterinary Surgery : Small Animal (volume I)*. St Louis : Saunders. 2012 ; 669-75.
3. Cimino BD. *Wound Infections and Antimicrobial Use*. In : Tobias KM, Johnston SA, eds, *Veterinary Surgery : Small Animal (volume I)*. St Louis : Saunders. 2012 ; 627-47.
4. Dowling PM. - *Aminoglycosides and Aminocyclitols in Antimicrobial Therapy*. In : Giguère, Prescott JF, Dowling PM, eds, *Antimicrobial Therapy in Veterinary Medicine*. 5th ed. Hoboken : John Wiley & Sons Inc. 2013 ; 233-55.
5. Dowling PM. *Antimicrobial Therapy of Osteomyelitis, Septic Arthritis, and Septic Tenosynovitis*. In : Giguère,



- Prescott JF, Dowling PM, eds, *Antimicrobial Therapy in Veterinary Medicine*. 5th ed. Hoboken : John Wiley & Sons Inc. 2013 ; 395-401.
6. Egerbacher M. et coll. Effects of enrofloxacin and ciprofloxacin hydrochloride on canine and equine chondrocytes in culture. *Am J Vet Res*. 2001 ; 62 : 704-8.
7. Giguere S, Dowling PM. Fluoroquinolones. In : Giguère, Prescott JF, Dowling PM, eds, *Antimicrobial Therapy in Veterinary Medicine*. 5th ed. Hoboken : John Wiley & Sons Inc. 2013 ; 295-314.
8. Henry SL et coll. Long-term implantation of gentamicin-polymethylmethacrylate antibiotic beads. *Clin Orthop Relat Res*. 1993 ; 295 : 47-53.
9. Huddleston PM et coll. Ciprofloxacin inhibition of experimental fracture healing. *J Bone Joint Surg Am*. 2000 ; 82 : 161-73.
10. Johnson, KA. Osteomyelitis in dogs and cats. *J Am Vet Med Assoc*. 1994 ; 204 (12) : 1882- 7.
11. Klemm KW. Antibiotic bead chains. *Clin Orthop Relat Res*. 1993 ; 295 : 63-76
12. Llyod DH. Multi resistant bacteria : current status including management. *Proceedings 3rd World Veterinary Orthopaedic Congress*. Bologna ; 2010 : 137-8.
13. Llyod DH. Nosocomial surgical infections. *Proceedings 3rd World Veterinary Orthopaedic Congress*. Bologna. 2010 ; 139-40.
14. Owen MR et coll. Management of MRSA septic arthritis in a dog using a gentamicin-impregnated collagen sponge. *J Small Anim Pract*. 2004 ; 45 ; 609-12.
15. Perry AC et coll. Levofloxacin and trovafloxacin inhibition of experimental fracture-healing. *Clin Orthop Relat Res*. 2003 ; 414 : 95-100.
16. Prescott J F. Beta-lactam Antibiotics. In : Giguère, Prescott JF, Dowling PM, eds, *Antimicrobial Therapy in Veterinary Medicine*. 5th ed. Hoboken : John Wiley & Sons Inc ; 2013 ; 133-152.
17. Price LB et coll. *Staphylococcus aureus* CC398 : host adaptation and emergence of methicillin resistance in livestock. *mBio*. 2012 ; 3 : 305-11.
18. Rioux C et coll. The standardized incidence ratio as a reliable tool for surgical site infection surveillance. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 2006 ; 27 : 817-24
19. Seguin JC et coll. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* outbreak in a veterinary teaching hospital : potential human-to-animal transmission. *J Clin Microbiol*. 1999 ; 37 : 1459-63.
20. Tomlin J et coll. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* infections in 11 dogs. *Vet Rec*. 1999 ; 144 : 60-4.
21. Uçkay I et coll. Prevention of surgical site infections in orthopaedic surgery and bone trauma : state-of-the-art update. *J Hosp Infect*. 2013 ; 84 : 5-12.
22. Van Duijkeren E et coll. Human-to-dog transmission of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. *Emerg Infect Dis*. 2004 ; 10 : 2235-2237.
23. Van Duijkeren E et coll. Methicillin-resistant staphylococci isolated from animals. *Vet Microbiol* 2004 ; 103 : 91-7.
24. Weese JS. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in animals. *ILAR J*. 2010 ; 51 : 233-44.