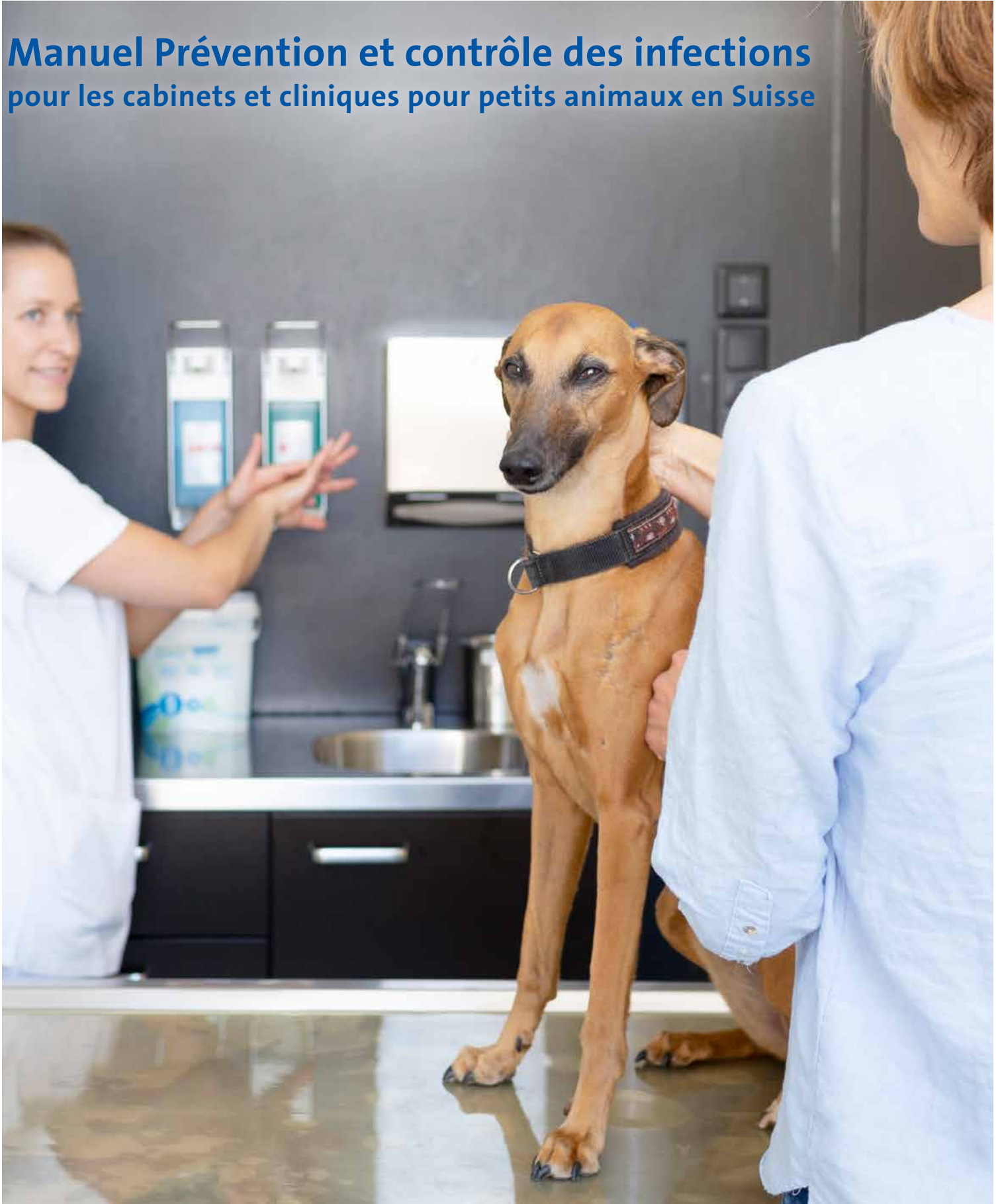




Hôpital vétérinaire universitaire

Manuel Prévention et contrôle des infections pour les cabinets et cliniques pour petits animaux en Suisse



Version de mars 2020

Direction

Faculté Vetsuisse de Zurich

- PD Dr méd. vét. Barbara Willi (vétérinaire en chef, infectiologie clinique, clinique pour petits animaux)
- Dr méd. vét. Alina Hubbuch
- Méd. vét. Nina Stahel

Experts impliqués

Hôpital universitaire de Zurich

- Prof. Dr méd. Stefan Kuster (médecin-chef, clinique des maladies infectieuses et de l'hygiène hospitalière)
- Karin Binder (soins endoscopiques)

Faculté Vetsuisse de Zurich

- PD Dr méd. vét. Mirja Nolff (vétérinaire en chef, chirurgie, clinique pour petits animaux)
- René Kissling (responsable d'équipe Stérilisation)
- Fabienne Zollinger (Stérilisation)
- Sarah Blaser (responsable Économie domestique)
- Sina Büel (responsable Pharmacie)
- David Steinmann (Logistique)
- Dr méd. vét. Kira Schmitt (Institut pour la sécurité et l'hygiène des denrées alimentaires)

Faculté Vetsuisse de Berne

- Prof. Dr méd. vét. Simone Schuller (responsable du département Médecine interne)

Office fédéral de la sécurité alimentaire et des affaires vétérinaires (OSAV)

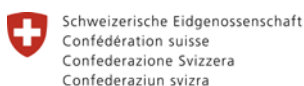
- PD Dr méd. vét. Dagmar Heim (responsable du secteur Médicaments vétérinaires, antibiotiques)

Association suisse pour la médecine des petits animaux (ASMPA-SVK)

- Dr méd. vét. Stefan Schellenberg (secteur Antibiotiques)
- Dr méd. vét. Marie Müller-Klauser (chargée des relations publiques)

Société des vétérinaires suisses (SVS)

Partenaires du projet



Département fédéral de l'intérieur DFI
Office fédéral de la sécurité alimentaire et des affaires vétérinaires OSAV



Schweizerische Vereinigung für Kleintiermedizin
Association Suisse pour la Médecine des Petits Animaux
Associazione Svizzera per la Medicina dei Piccoli Animali
Swiss Association for Small Animal Medicine



Gesellschaft Schweizer Tierärztinnen und Tierärzte
Société des Vétérinaires Suisses
Società delle Veterinarie e dei Veterinari Svizzeri

Table des matières

1. Introduction	6	5. Procédure à suivre avec les patients potentiellement infectieux	21	9. Prévention et contrôle des infections lors des procédures de travail spécifiques	40
1.1 Définition des termes	6	5.1 Triage téléphonique	21	9.1 Injections et ponctions	40
1.2 Hiérarchie des mesures de contrôle des infections	7	5.2 Zone/local de quarantaine	21	9.2 Cathéters veineux périphériques à demeure et solutions de perfusion	40
2. Gestion de la prévention et du contrôle des infections	8	5.3 Tenues de protection	23	9.3 Cathéters urinaires	41
2.1 Personne / groupe responsable	8	5.4 Germes résistants aux antibiotiques	23	9.4 Changement de pansement	42
2.2 Surveillance	8	5.5 Calicivirose féline systémique virulente	25	9.5 Traitements dentaires	43
3. Hygiène du personnel	9	5.6 Patients immunosupprimés	25	9.6 Obstétrique	43
3.1 Vêtements de travail	9	5.7 Vaccinations	25	9.7 Autopsies	43
3.2 Hygiène des mains	9	5.8 Alimentation avec de la viande crue	26		
3.2.1 Désinfection hygiénique des mains	10	6. Antibiotiques	27		
3.2.2 Lavage des mains	12	6.1 Règles élémentaires concernant les antibiotiques	27		
3.2.3 Gants	12	6.2 Antimicrobiens d'importance critique de première priorité	28		
3.2.4 Soins des mains	13	7. Stockage des médicaments	29		
4. Nettoyage et désinfection	14	8. Opérations	30		
4.1 Nettoyage et désinfection des surfaces	14	8.1 Infections postopératoires des plaies	30		
4.1.1 Nettoyage	14	8.2 Désinfection chirurgicale des mains	32		
4.1.2 Désinfection	15	8.3 Mettre la blouse stérile et enfiler les gants stériles	33		
4.1.3 Ustensiles de nettoyage et de désinfection	15	8.4 Préparation du patient/antisepsie de la peau	38		
4.1.4 Choix du désinfectant	15	8.5 Nettoyage et désinfection de la salle d'opération	38		
4.2 Retraitement et stérilisation des instruments	15				
4.2.1 Nettoyage et désinfection	16				
4.2.2 Conditionnement	17				
4.2.3 Stérilisation à la vapeur	17				
4.2.4 Stockage	18				
4.3 Retraitement des endoscopes flexibles	18				
4.3.1 Prévention et contrôle des infections lors des examens endoscopiques	18				
4.3.2 Processus de retraitement	19				
4.3.3 Retraitement des instruments endoscopiques supplémentaires	19				
4.3.4 Assurance qualité des processus de retraitement utilisés	20				
4.3.5 Stockage	20				



10. Linge sale	44	13. Aménagement de la clinique / du cabinet	49	Annexes	51
10.1 Collecte du linge sale	44	13.1 Équipement pour l'hygiène des mains	49	Modèle d'un plan d'hygiène	51
10.2 Procédure de lavage	44	13.2 Éviter les surfaces poreuses	49	Exemple de protocole pour un audit d'hygiène	51
10.3 Linge des patients potentiellement infectieux	44	13.3 Zone / local de quarantaine	49	Propriétés et spectres d'action des substances actives pour la désinfection	51
11. Élimination des déchets	46	13.4 Local pour les pauses et les repas du personnel	49	Zoonoses importantes dans les cabinets/ cliniques pour petits animaux	51
11.1 Cadavres	46	13.5 Lutte contre les nuisibles	49	Aide-mémoire « Procédure en cas d'infection systémique virulente due au FCV ».	51
11.2 Déchets présentant un danger de blessure (sharps)	46	13.6 Système de ventilation	49	Exemple de classification des niveaux de quarantaine chez les chiens et les chats à l'Hôpital vétérinaire de Zurich	51
11.3 Médicaments périmés	46				
11.4 Déchets cytostatiques	47				
12. Protection du personnel	48				
12.1 Morsures et griffures	48				
12.2 Objets présentant un danger de blessure (sharps)	48				
12.3 Manipulation des échantillons diagnostiques	48				
12.4 Vaccinations	48				
12.5 Personnes immunosupprimées ou enceintes	48				



1. Introduction

Les stratégies de prévention et contrôle des infections (PCI) sont essentielles pour la protection des patients*, des propriétaires d'animaux, du personnel vétérinaire et de la population. Compte tenu notamment de la présence accrue de bactéries résistantes chez l'animal et l'homme, il est important de prendre de bonnes mesures de PCI pour minimiser l'apparition et la propagation de ces germes dans les établissements vétérinaires. Comme de nombreux agents pathogènes, y c. des bactéries résistantes, peuvent être transmis entre les petits animaux et l'homme, les mesures de PCI contribuent non seulement à protéger les patients mais également le personnel et les propriétaires d'animaux. Pour une mise en œuvre efficace des mesures de PCI, tout le personnel vétérinaire doit être impliqué dans le processus.

Objectifs du manuel

- Montrer l'importance de la PCI.
- Aider les cabinets/cliniques vétérinaires pour petits animaux à mettre en place des stratégies de PCI.
- Donner des directives générales facilement compréhensibles en matière de PCI.
- Présenter des possibilités de surveillance.
- Mettre à disposition une documentation pour la formation en PCI.

Les présentes recommandations se fondent sur des directives internationales et nationales, des avis d'experts et sur l'expérience personnelle des auteurs : elles sont destinées à servir d'aide pour la gestion du cabinet dans les établissements vétérinaires. Dans les petits cabinets et avec une infrastructure limitée, ces recommandations devront peut-être faire l'objet d'adaptations en fonction de l'appréciation du responsable.

Droits d'auteur et exclusion de responsabilité

Le présent manuel en ligne vous donne un large éventail d'informations de qualité. Bien que les auteurs aient pris grand soin de veiller à ce que ces informations soient correctes et à jour lors de la compilation, aucune garantie ne peut être fournie ni par les auteurs ni par l'éditeur concernant la justesse, l'exactitude, le caractère actuel, la fiabilité et l'exhaustivité des informations présentées.

Ils déclinent toute responsabilité quant aux informations données et à leur utilisation. Tous les conseils médicaux ont été donnés au plus près de leurs connaissances et de leur conscience et l'utilisateur les suit à ses propres risques. Les auteurs et l'éditeur déclinent toute responsabilité pour des dommages aux utilisateurs résultant de l'utilisation du contenu du manuel en ligne. Les utilisateurs sont priés de s'informer eux-mêmes de l'état actuel des connaissances et de décider au cas par cas de leur propre chef des mesures à prendre. En outre, les auteurs et l'éditeur ne peuvent garantir que le manuel en ligne est exempt de virus ou d'autres éléments nuisibles et ne sont pas responsables des dommages qui pourraient en résulter pour les utilisateurs ou pour des tiers.

Les auteurs se réservent le droit de modifier, de compléter ou de supprimer en tout temps et sans préavis le contenu du manuel en ligne.

L'intégralité du manuel en ligne est protégée par les droits d'auteur.

1.1 Définition des termes

La prévention et le contrôle des infections (PCI) comprennent toutes les activités qui réduisent le risque de transmission des agents pathogènes. Le respect des règles d'hygiène des mains est considéré comme la mesure la plus importante pour prévenir la transmission des microorganismes. Toutefois, d'autres mesures telles qu'un nettoyage et une désinfection efficaces, le port d'une tenue de protection et la mise en œuvre correcte de mesures de quarantaine contribuent également de manière décisive à réduire le risque de transmission de microorganismes.

Les infections nosocomiales sont des infections dont l'apparition coïncide avec un séjour en clinique ou un traitement médical stationnaire – le cas échéant, elles peuvent également se manifester cliniquement seulement après la sortie du patient. Elles ne comprennent pas les infections existantes avant l'admission du patient ou qui sont en période d'incubation. Les infections nosocomiales peuvent être dues à divers microorganismes (tels que bactéries, virus, protozoaires). Dans les hôpitaux de médecine humaine et probablement aussi les hôpitaux vétérinaires, les infections postopératoires des plaies, les infections des voies urinaires chez les patients cathétérisés, les infections

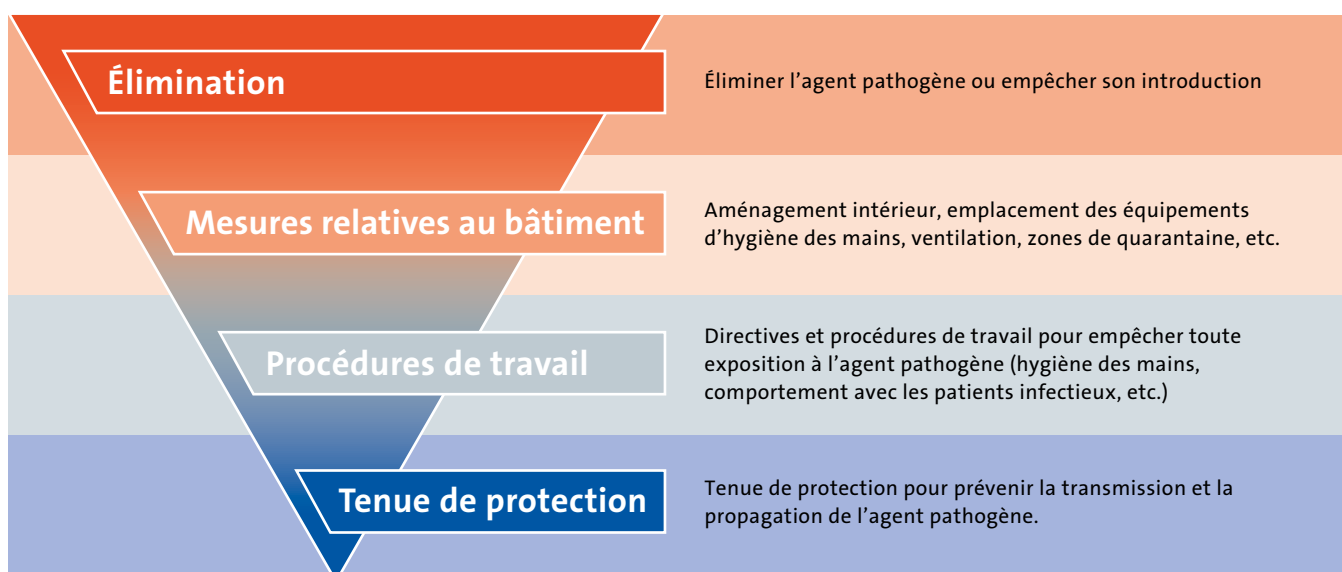
*Pour une meilleure lisibilité, seule la forme masculine est utilisée dans le présent manuel

des voies respiratoires, les infections intestinales et les bactériémies liées aux cathéters intraveineux figurent parmi les infections nosocomiales les plus fréquentes.

Les zoonoses sont des maladies qui peuvent se transmettre entre l'homme et l'animal. Elles comprennent notamment la rage, la salmonellose, la campylobactériose, la leptospirose ainsi que les infections dues aux ectoparasites ou aux endoparasites. Vous trouverez une vue d'ensemble des principales zoonoses rencontrées en médecine des petits animaux dans l'annexe « Zoonoses importantes dans les cabinets/cliniques pour petits animaux ».

1.2 Hiérarchie des mesures de contrôle des infections

Les mesures de PCI n'ont pas toutes la même efficacité. Idéalement, il faudrait déjà empêcher ou limiter l'introduction d'un agent pathogène dans les établissements vétérinaires. La hiérarchie des mesures de contrôle des infections est présentée ci-dessous (en rouge = efficacité la plus élevée ; en bleu = efficacité la plus faible). Pour réussir à interrompre les chaînes de transmission des infections, il est généralement nécessaire de combiner différentes mesures de PCI ; les mesures les moins efficaces jouent donc également un rôle important.



Littérature

- Canadian Committee on Antibiotic Resistance, Canadian Veterinary Medical Association, Canadian Centre for Public Health and Zoonoses. Infection Prevention and Control Best Practices - For Small Animal Veterinary Clinics. 2008. <https://www.wormsandgermsblog.com/files/2008/04/CCAR-Guidelines-Final2.pdf>. Accessed Feb 3 2020.
- Stull JW, Bjorvik E, Bub J, Dvorak G, Petersen C, Troyer HL. 2018 AAHA Infection Control, Prevention, and Biosecurity Guidelines. J Am Anim Hosp Assoc. 2018;54(6):297-326.
- Australian Veterinary Association (AVA). Guidelines for Veterinary Personal Biosecurity. 2017. <https://www.ava.com.au/library-resources/other-resources/veterinary-personal-biosecurity/>. Accessed Feb 21 2020.
- Willemsen A, Cobbold R, Gibson J, Wilks K, Lawler S, Reid S. Infection control practices employed within small animal veterinary practices-A systematic review. Zoonoses Public Health. 2019;66(5):439-57.
- Greene GE. Infectious Diseases of the Dog and Cat - Fourth Edition. St. Louis, Missouri: Elsevier; 2012.

2. Gestion de la prévention et du contrôle des infections

2.1 Personne / groupe responsable

Une personne responsable de la mise en œuvre et de la vérification des directives relatives à la PCI devrait être désignée dans chaque établissement vétérinaire. Cette personne devrait connaître les bases de la PCI, suivre régulièrement une formation continue ou se faire conseiller par une personne ayant les connaissances requises. Dans les grandes cliniques, un groupe représentant les principaux secteurs (y c. les AMV/soins) devrait être responsable de la PCI ; la personne dirigeant la clinique assume la responsabilité principale. Les membres du groupe devraient se réunir plusieurs fois par année.

Tâches de la personne/du groupe responsable de la PCI

- Participer à la formation de base et à la formation continue du personnel en matière de PCI.
- Analyser l'état actuel de la PCI dans l'établissement vétérinaire.
- Définir des mesures de prévention et de lutte nécessaires.
- Surveiller la PCI (en particulier enregistrement des infections nosocomiales et réalisation de tournées PCI régulières).
- Participer à la planification/l'acquisition des équipements techniques et de construction, dans la mesure où elles concernent la PCI.
- Participer à la préparation des plans d'organisation du mode de fonctionnement dans les différents secteurs de l'établissement vétérinaire, dans la mesure où ils concernent la PCI.

La responsabilité de la mise en œuvre des directives relatives à la PCI incombe finalement à l'ensemble du personnel vétérinaire.

2.2 Surveillance

La surveillance est un élément essentiel de la PCI et contribue à identifier de manière précoce les points faibles éventuels dans les procédures de travail, les directives et l'établissement.

Les **méthodes de surveillance passive** sont simples et peu coûteuses, car elles se basent sur l'évaluation de données déjà existantes. Un programme de monitoring, qui enregistre par exemple la prévalence des infections post-

opératoires des plaies, des infections dues aux germes multirésistants ou des infections liées aux cathéters, peut être utile pour détecter de manière précoce l'augmentation des cas et prendre des mesures. Si nécessaire, la surveillance peut également porter sur la fréquence de maladies infectieuses spécifiques (par ex. toux du chenil, parvovirose, coryza du chat).

Les **méthodes de surveillance active** sont particulièrement indiquées dans les grands établissements prodiguant des soins intensifs ou en cas de flambées d'infection. Les lacunes en matière de nettoyage peuvent par exemple être identifiées en marquant les zones critiques avec des points fluorescents (visibles uniquement avec de la lumière ultraviolette) et en vérifiant ensuite si ces points ont bien été enlevés lors du nettoyage de routine. En cas de flambées d'infection, il est recommandé d'effectuer des prélèvements sur les surfaces critiques, les appareils, et les patients (à l'aide d'écouvillons nasaux ou rectaux) pour identifier les sources d'infection éventuelles.

Des **tournées de PCI** devraient être effectuées régulièrement dans les grands établissements vétérinaires, car elles permettent de vérifier la mise en œuvre des mesures de PCI et d'identifier les problèmes éventuels dans ce domaine. Le contrôle effectué lors des tournées porte notamment sur l'établissement, les procédures de travail et permet d'évaluer les connaissances du personnel sur les directives relatives à la PCI et leur mise en œuvre. Vous trouverez un exemple de tournée de PCI dans l'annexe « Exemple de procès-verbal pour un audit d'hygiène ».

Les **mesures de surveillance supplémentaires** comprennent le contrôle régulier des procédés de stérilisation (voir chapitre 4.2, « Retraitement des instruments / Stérilisation ») et le retraitement de l'endoscope (voir chapitre 4.3, « Retraitement des endoscopes flexibles »).

Littérature

- Canadian Committee on Antibiotic Resistance, Canadian Veterinary Medical Association, Canadian Centre for Public Health and Zoonoses. Infection Prevention and Control Best Practices - For Small Animal Veterinary Clinics. 2008. <https://www.wormsandgermsblog.com/files/2008/04/CCAR-Guidelines-Final2.pdf>. Accessed Feb 3 2020.
- Stull JW, Bjorvik E, Bub J, Dvorak G, Petersen C, Troyer HL. 2018 AAHA Infection Control, Prevention, and Biosecurity Guidelines. J Am Anim Hosp Assoc. 2018;54(6):297-326.

3. Hygiène du personnel

Une bonne hygiène du personnel joue un rôle important dans la prévention de la propagation et de la transmission des microorganismes. Elle contribue notamment à prévenir l'introduction de germes provenant de l'environnement dans l'établissement vétérinaire et inversement.

L'hygiène du personnel comprend toutes les mesures prises par le personnel qui contribuent à la propreté des collaborateurs et de leurs vêtements. Il s'agit notamment des mesures relatives aux vêtements de travail, aux vêtements de protection (voir chapitre 5.3, « Tenue de protection ») et à l'hygiène des mains.

Les règles concernant l'hygiène du personnel devraient s'appliquer pour toutes les personnes actives dans le service de soin et le service vétérinaire qui ont des contacts avec le patient pour des raisons médicales, diagnostiques ou de soins. Elles servent à protéger autant le patient que le personnel.

3.1 Vêtements de travail

- Les vêtements de travail du personnel devraient être fournis par l'employeur.
- Il est préférable d'opter pour des tuniques à manches courtes et des pantalons médicaux plutôt que pour des blouses médicales à manches longues.
- Les vêtements de travail devraient être lavés en utilisant un procédé efficace dans l'établissement vétérinaire ou en externe par une blanchisserie spécialisée (voir chapitre 10, « Linge sale »).

Vêtements de travail

- Les vêtements de travail devraient être changés tous les jours et plus souvent si nécessaire (par ex. en cas de souillures visibles).
- Les vêtements de travail devraient être séparés des vêtements civils.
- Les vêtements de travail ne doivent pas être portés en dehors de l'établissement vétérinaire.
- Pendant le traitement et les soins des patients, il ne faudrait pas porter de chandails ou de vêtements similaires par dessus les vêtements de travail.

Chaussures

- Dans l'établissement vétérinaire, il faudrait porter des chaussures réservées à cet usage qui ne sont pas portées dans le milieu public ou privé.
- Seules des chaussures fermées devraient être portées (protection contre les objets qui tombent, les griffures, les matières infectieuses telles que les fèces, etc.).



Bijoux

- Ne pas porter de bijoux ni de montre aux mains ou aux avant-bras afin de permettre une bonne désinfection des mains.

Cheveux

- Les cheveux longs devraient être attachés.

Ongles

- Les ongles doivent être propres et coupés courts (au ras de l'extrémité des doigts).
- Le vernis/gel à ongles et les faux ongles empêchent une désinfection adéquate des mains et ne sont donc pas autorisés lors du travail auprès des patients.

Blouses de médecin

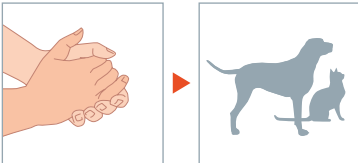
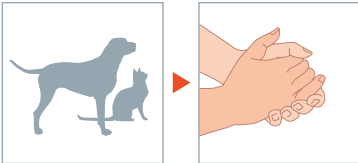
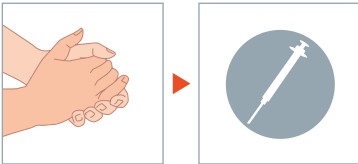
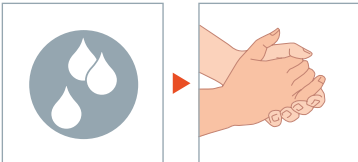
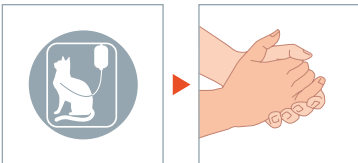
- Les blouses de médecin peuvent être utilisées pour protéger les vêtements de travail. Elles doivent être fermées à l'avant en cas de contact avec les patients.

Stéthoscope

- Les stéthoscopes doivent être désinfectés entre chaque patient.
- Ne pas porter de stéthoscope dans les réfectoires.

3.2 Hygiène des mains

- La désinfection hygiénique des mains est considérée comme la mesure la plus importante pour prévenir et combattre les infections nosocomiales !
- Les agents infectieux sont souvent transmis par les mains.
- Seule une peau saine et soignée peut être désinfectée.
- La désinfection n'est efficace que si les mains sont sèches.
- En cas de souillures, les mains doivent être lavées et soigneusement séchées avant la désinfection.
- Le port de gants ne remplace pas l'hygiène des mains.

5 moments importants pour l'hygiène des mains (OMS)	Explications	
1 Avant d'entrer en contact avec le patient		Par exemple avant l'examen clinique, avant les soins aux patients stationnaires.
2 Après avoir été en contact avec le patient		Par exemple après l'examen clinique, après les soins aux patients stationnaires.
3 Avant les gestes propres/aseptiques		Les gestes propres/aseptiques comprennent notamment les prises de sang, la pose d'accès intraveineux, les ponctions, le changement de pansements, la manipulation des tubulures de perfusion, l'administration de médicaments par voie parentérale.
4 Après avoir été en contact avec du matériel potentiellement infectieux		Le matériel potentiellement infectieux comprend notamment l'urine, les fèces, le sang, les sécrétions, les plaies, les pansements sales, les drains.
5 Après avoir été en contact avec l'environnement immédiat du patient		L'environnement du patient comprend notamment le box de l'animal, le box de transport, la table de traitement, le matériel d'examen, la pompe de perfusion.

3.2.1 Désinfection hygiénique des mains

La désinfection hygiénique des mains permet de réduire la flore microbienne transitoire sans forcément affecter la flore microbienne naturelle des mains. Elle vise à minimiser la transmission des germes pathogènes. Elle se distingue de la désinfection chirurgicale (plus approfondie) des mains qui est effectuée avant chaque intervention chirurgicale.

La désinfection hygiénique des mains avec un désinfectant pour les mains à base d'alcool est recommandée comme mesure de routine. En raison de sa meilleure efficacité et de sa meilleure tolérance cutanée, elle est préférable au lavage des mains (voir ci-dessous).

Réalisation de la désinfection hygiénique des mains

- Verser une quantité suffisante de désinfectant (au moins 3 ml) dans la paume sèche de la main.

- Utiliser la quantité de désinfectant nécessaire pour que les mains restent humides pendant toute la période durant laquelle on les frictionne (au moins 30 secondes) (sinon, en rajouter).
- Répartir soigneusement le désinfectant sur les deux mains et frictionnez-les (en particulier les pouces, le bout des doigts et les replis des ongles).
- Toucher le patient seulement après le temps d'action du désinfectant, lorsque les mains sont sèches.

→ Il est important que le désinfectant mouille toujours toute la surface de la main. Les techniques de friction des mains librement choisies et les séquences de mouvement standardisées semblent avoir la même efficacité, mais une méthode standardisée s'avère judicieuse pour apprendre la technique. La technique de friction des mains peut être évaluée par exemple avec des colorants fluorescents qui montrent quelles zones n'ont pas été atteintes lors de la friction.

Méthode standardisée en 6 étapes selon l'OMS



1 Frotter paume contre paume.



2 Frotter la paume de la main gauche sur le dos de la main droite en croisant les doigts et inversement.



3 Frotter paume contre paume en croisant les doigts.



4 Frotter le dessus des doigts contre la paume de l'autre main avec les doigts repliés.



5 Frotter les deux pouces en effectuant un mouvement de rotation.



6 En effectuant un mouvement de rotation, frotter le bout des doigts de la main gauche dans la paume de la main droite et inversement.

Méthode standardisée en 3 étapes selon Tschudin-Sutter et al., 2017



1 Humecter toute la surface des mains.



2 Frotter le bout des doigts contre la paume de l'autre main en effectuant un mouvement de rotation.



3 Frotter les deux pouces en effectuant un mouvement de rotation.

Choix du désinfectant pour les mains

Pour la désinfection des mains, il faudrait utiliser des préparations à base d'alcool. L'adjonction de principes actifs rémanents tels que la chlorhexidine n'est pas recommandée, car elle n'améliore pas l'efficacité et augmente le risque d'effets secondaires.

Il convient de noter que l'alcool n'a pratiquement aucun effet contre les spores des bactéries (par ex. *Clostridium difficile*, *Clostridium perfringens*) et les oocystes des protozoaires (par ex. *Isopora* spp., *Cryptosporidium* spp., *Toxoplasma gondii*). En outre, selon la préparation et l'alcool utilisés, l'efficacité contre les virus non enveloppés (par ex. parvovirus canin/félin, calicivirus félin) est insuffisante. Il faudrait donc utiliser des gants ou des désinfectants virucides pour les mains afin d'éviter toute propagation ultérieure en cas de suspicion d'infection par des virus non enveloppés. Des informations sur l'efficacité des différentes préparations peuvent être consultées notamment dans les listes des désinfectants de l'Institut Robert Koch (RKI) et de l'Association pour l'hygiène appliquée (*Verbund für Angewandte Hygiene e.V., VAH*).

3.2.2 Lavage des mains

Le lavage des mains avec du savon devrait être effectué seulement en cas de nécessité, car son efficacité et sa tolérance cutanée sont moins bonnes que celles des désinfectants pour les mains à base d'alcool.

Indications pour le lavage des mains

- Avant de commencer le travail et après l'avoir terminé.
- Lorsque les mains présentent des souillures visibles.
- Avant de manger.
- Après avoir été aux toilettes.
- Pour l'élimination mécanique, lorsqu'on suspecte la présence de germes qui ne sont pas tués par les désinfectants pour les mains à base d'alcool.

Réalisation du lavage des mains

- Se mouiller les mains (éviter l'eau trop chaude, car elle augmente le risque de lésions cutanées).
- Prélever du savon du distributeur.
- Répartir le savon pendant 40 à 60 secondes sur toute la surface des mains (en particulier aussi sur les pouces, le bout des doigts et les replis des ongles).
- Se rincer soigneusement les mains pour éliminer le savon.
- Se sécher les mains avec une serviette à usage unique (ne pas utiliser de linge collectif).

→ En se lavant les mains, veiller à ne pas éclabousser l'environnement et les vêtements.

Ne pas utiliser de pains de savon pour le lavage des mains, mais uniquement des lotions de lavage prêtes à l'emploi

dans des distributeurs. Utiliser une lotion de lavage aussi douce que possible pour la peau. Tant que des désinfectants pour les mains à base d'alcool sont utilisés dans l'établissement, il n'est pas recommandé d'utiliser des additifs antimicrobiens. Leur utilisation doit être considérée de manière critique si le risque de développement d'une résistance et d'une sensibilisation ont été décrits pour le principe actif concerné.

Dans les établissements vétérinaires, seuls des récipients à usage unique devraient être utilisés comme distributeurs de savon et de désinfectant. Des foyers d'infections nosocomiales dus à des préparations contaminées pour le lavage des mains ont déjà été documentés. Les emballages entamés de savon liquide et de solution désinfectante devraient toujours être munis d'une annotation indiquant leur date d'ouverture.

Le lavage fréquent des mains ou le lavage peu avant ou après l'utilisation d'un désinfectant pour les mains à base d'alcool devraient être évités car ils peuvent endommager gravement la barrière cutanée. En outre, l'humidité résiduelle sur les mains compromet l'efficacité du désinfectant pour les mains.

3.2.3 Gants

Les gants ne remplacent pas l'hygiène des mains et n'offrent pas une protection totale contre les contaminations ! Il convient donc de se désinfecter les mains conformément aux 5 étapes de l'hygiène des mains même si l'on porte des gants. Une désinfection des mains est toujours indiquée après avoir enlevé les gants et après les avoir changés. Avant les gestes propres/aseptiques ou avant tout contact avec le patient, les mains doivent également être désinfectées avant de mettre les gants.

Le port de gants est indiqué dans les situations suivantes :

- Lorsque l'on s'attend à un contact avec du matériel potentiellement infectieux (sang, urine, fèces, expectorations, etc.) ou une peau non intacte.
- En cas de contact avec les muqueuses, en particulier lors d'examen approfondis de la cavité buccale et d'examen de la région préputiale ou vaginale.
- En cas de contact avec des patients potentiellement infectieux ou présentant une immunosuppression sévère.
- En effectuant la procédure de nettoyage et de désinfection (conformément aux fiches de données de sécurité des fabricants des produits) – et lors du lavage du linge visiblement sale.

→ Les gants ne doivent être portés que pendant le temps nécessaire ; il faut éviter de les porter en permanence (le port permanent de gants est associé à un moindre respect de l'hygiène des mains).

→ Lors du port de gants, ne pas toucher des surfaces qui sont également touchées par d'autres personnes qui ne portent pas de gants, par ex. les téléphones, les stylos, les poignées de porte.

En choisissant le matériau des gants, tenir compte de l'utilisation prévue et des éventuelles allergies. Les gants en latex sont les plus fréquemment utilisés, mais en cas d'allergies, les gants en nitrile ou en vinyle notamment sont des alternatives possibles. De plus, le latex peut se décomposer au contact de certains produits chimiques, de sorte que pour la désinfection, il est préférable d'opter pour des gants résistants aux produits chimiques (par ex. en nitrile).

Les gants jetables ne doivent par principe pas être lavés ou réutilisés.

3.2.4 Soins des mains

Les mains devraient être soignées régulièrement, par ex. avant les pauses prolongées et après la fin du travail, car la désinfection n'est efficace que sur des mains saines. Des produits de soins pour les mains devraient être disponibles à tous les postes de lavage des mains. En raison du risque de sensibilisation, utiliser si possible des produits sans parfum ni conservateur.

Littérature

- Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (KRINKO) beim Robert Koch-Institut (RKI). Händehygiene in Einrichtungen des Gesundheitswesens. Bundesgesundheitsblatt Gesundheitsforschung Gesundheitsschutz. 2016;59(9):1189-220.
- Organisation mondiale de la santé. WHO Guidelines on Hand Hygiene in Health Care. 2009. <https://www.who.int/gpsc/5may/tools/9789241597906/en/>. Accessed 25 Oct 2019.
- Tschudin-Sutter S, Rotter ML, Frei R, Nogarth D, Hausermann P, Stranden A, et al. Simplifying the WHO 'how to hand rub' technique: three steps are as effective as six-results from an experimental randomized crossover trial. Clin Microbiol Infect. 2017;23(6):409 e1- e4.
- Tschudin-Sutter S, Sepulcri D, Dangel M, Ulrich A, Frei R, Widmer AF. Simplifying the WHO protocol : Three steps versus six steps for performance of hand hygiene - a cluster-randomized trial. Clin Infect Dis. 2019 ;69(4) : 614-20.Canadian Committee on Antibiotic Resistance, Canadian Veterinary Medical Association, Canadian Centre for Public Health and Zoonoses. Infection Prevention and Control Best Practices - For Small Animal Veterinary Clinics. 2008. <https://www.wormsandgermsblog.com/files/2008/04/CCAR-Guidelines-Final2.pdf>. Accessed Feb 3 2020.
- Stull JW, Bjorvik E, Bub J, Dvorak G, Petersen C, Troyer HL. 2018 AAHA Infection Control, Prevention, and Biosecurity Guidelines. J Am Anim Hosp Assoc. 2018;54(6):297-326.
- Kuruno N., Kasahara K., Mikasa K. Hand hygiene compliance in a universal gloving setting. Am J Infect Control. 2017 ; 45(8) : 830-4.

4. Nettoyage et désinfection

Dans les établissements vétérinaires, en particulier dans les locaux où sont hébergés les animaux (chenils), les souillures importantes dues aux matières potentiellement infectieuses (fèces, urine, etc.) sont fréquentes, d'où un risque accru de contamination/d'infection pour le personnel et les patients. Il convient également de noter que dans les établissements vétérinaires, les sols sont plus fortement souillés que dans les hôpitaux de médecine humaine et que les patients sont plus en contact avec le sol. Le nettoyage et la désinfection de ces zones sont donc essentiels pour interrompre les chaînes de transmission des infections. Un bon nettoyage mécanique avant la désinfection est particulièrement important dans ce cas.

En raison des conditions décrites ci-dessus, aucune étape de travail critique sur le plan de l'hygiène ne devrait être effectuée dans les locaux où sont hébergés les animaux ou sur le sol. S'il n'est pas possible d'éviter le travail sur le sol, le matériel doit être placé dans un récipient désinfecté avant et après avoir été utilisé. Le matériel qui est entré en contact avec le sol ne doit pas être placé sur des surfaces de rangement avant d'avoir été soigneusement désinfecté.

Les procédures de nettoyage et de désinfection, y c. les directives concernant les préparations à utiliser, les concentrations, les durées d'action et les éventuelles restrictions devraient être consignées par écrit dans chaque établissement vétérinaire (voir annexe « Modèle de plan d'hygiène pour les cabinets et cliniques pour petits animaux »). Les directives devraient être affichées dans tous les locaux où elles sont utilisées.

4.1 Nettoyage et désinfection des surfaces

- La désinfection n'est efficace que sur des surfaces propres et sèches (nettoyage avant désinfection).
- Les concentrations et les temps d'action indiqués par le fabricant doivent être respectés.
- Les locaux doivent être bien aérés pendant et après le nettoyage et la désinfection.
- Porter des gants résistants aux produits chimiques (par ex. en nitrile) pendant le nettoyage et la désinfection.

Étapes du nettoyage et de la désinfection	Remarque
1 Enlever les souillures grossières.	De nombreux désinfectants sont inactivés par les matières organiques (par ex. les fèces).
2 Effectuer un nettoyage minutieux avec de l'eau et un produit de nettoyage.	
3 Rincer à l'eau pour éliminer le produit de nettoyage résiduel.	Certains désinfectants sont inactivés par les produits de nettoyage.
4 Sécher la zone nettoyée.	L'humidité résiduelle peut compromettre l'efficacité de la désinfection.
5 Appliquer un désinfectant approprié en concentration suffisante.	Respecter impérativement les directives. La concentration peut dépendre du germe cible.
6 Respecter le temps d'action correct.	Respecter impérativement les directives. C'est l'une des sources d'erreur les plus fréquentes lors de la désinfection des surfaces.
7 Si nécessaire, effectuer un rinçage pour éliminer le désinfectant résiduel et sécher la zone.	Particulièrement nécessaire si le matériel peut être endommagé par le désinfectant ou en présence de résidus.

4.1.1 Nettoyage

Le nettoyage humide ne doit pas provoquer d'éclaboussures afin d'éviter l'exposition du personnel et la dissémination des germes qui y sont associées. Il est conseillé de renoncer à tout nettoyage avec des nettoyeurs à haute pression en raison de la formation d'aérosols. En outre, il est recommandé d'utiliser des procédés de nettoyage qui retiennent la poussière (par ex. utiliser des filtres HEPA dans

l'aspirateur, des chiffons électrostatiques, vaporiser un peu d'eau sur les surfaces avant le nettoyage).

En particulier avec les germes très résistants à la désinfection (par ex. les spores fongiques et bactériennes), il faut veiller à utiliser un désinfectant efficace et à effectuer en plus un bon nettoyage mécanique.

4.1.2 Désinfection

La désinfection doit se faire par essuyage. Éviter la désinfection par aspersion pour éviter l'exposition du personnel et des patients aux aérosols.

Un film humide doit rester sur la surface traitée avec le désinfectant (respecter les indications du fabricant). Une fois que le désinfectant a séché, la surface est considérée comme désinfectée.

La surface traitée ne doit pas être frottée pour la sécher avant la fin du temps d'action du désinfectant, car cela stoppe l'action du désinfectant.

Lorsqu'un rinçage s'impose pour éviter que le désinfectant n'endommage les surfaces traitées ou laisse des résidus, il ne doit être réalisé qu'une fois le temps d'action du désinfectant terminé.

Mélange de désinfectants

Il faut toujours porter une tenue de protection appropriée (respecter les instructions du fabricant).

La préparation de la solution prête à l'emploi du désinfectant pour surfaces devrait être effectuée selon une méthode facilement compréhensible et fiable, par ex. au moyen de sachets-doses ou de flacons doseurs.

Les récipients doivent porter une étiquette mentionnant le nom de la préparation, la concentration, la date de remplissage et la durée de vie maximale. Pour les mélanges de désinfectants, tenir compte des durées de vie indiquées par les fabricants. Les récipients qui sont réutilisés doivent être retraités selon les instructions du fabricant avant d'être remplis à nouveau.

4.1.3 Ustensiles de nettoyage et de désinfection

Les ustensiles utilisés pour le nettoyage et la désinfection doivent être propres et secs lorsqu'ils sont entreposés. Les seaux et autres récipients devraient être soigneusement nettoyés et séchés après utilisation, les linges et serpillières à usage multiple devraient être traités par désinfection chimique ou chimico-thermique (voir chapitre 10 « Linge sale »).

4.1.4 Choix du désinfectant

Il n'existe pas de désinfectant standard qui convienne dans une même mesure à toutes les surfaces, les indications et tous les environnements. Différents facteurs devraient être pris en compte lors du choix du désinfectant : les agents pathogènes attendus, le spectre d'action, l'efficacité en présence de matières organiques, de produits de nettoyage/savons et la dureté de l'eau, la tolérance pour le personnel et les patients, le temps d'action requis, l'effet résiduel, la compatibilité avec les matériaux, la compatibilité environnementale et les coûts. Vous trouverez une vue d'ensemble des propriétés des différents principes actifs et de leurs spectres d'action dans l'annexe « Propriétés et spectres d'action des principes actifs utilisés pour la désinfection ».

Vous trouverez les préparations spécifiques notamment dans les listes des désinfectants du RKI ou de la VAH. La Société allemande de médecine vétérinaire (*Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft e.V., DVG*) donne également une liste des désinfectants spécifiques pour les cabinets vétérinaires, les refuges pour animaux et les unités d'élevage (<http://www.desinfektion-dvg.de/index.php?id=1789>).

Le cas échéant, il vaut la peine de contacter les fabricants des désinfectants car ils proposent souvent des conseils et un examen des mesures de PCI.

Agents pathogènes critiques

Certains agents pathogènes sont particulièrement résistants aux désinfectants. Lors du choix du désinfectant, il faudrait donc toujours s'assurer que ce dernier inactive les agents pathogènes attendus. Dans les zones à risque (par ex. la zone/le local de quarantaine), il faut utiliser un désinfectant suffisamment efficace contre les virus non enveloppés et les spores.

En médecine vétérinaire, les agents pathogènes critiques comprennent les spores fongiques, les virus non enveloppés (par ex. le parvovirus canin/félin, le calicivirus félin), les bactéries acido-résistantes (par ex. *Mycobacterium bovis/microtic/avium*), les coccidies (par ex. *Cryptosporidium parvum*, *Isospora spp.*, *Toxoplasma gondii*), *Giardia spp.*, les spores bactériennes (par ex. *Clostridium difficile*, *Clostridium perfringens*) et les prions.

La plupart des préparations ne sont testées que pour la médecine humaine. L'efficacité contre les calicivirus peut être estimée en se basant sur l'efficacité contre les norovirus et les adénovirus, même si des différences sont possibles. Les désinfectants sont parfois testés quant à leur efficacité contre les parvovirus bovins ou murins. S'il n'existe aucune indication concernant l'efficacité contre les parvovirus, il faudrait utiliser des désinfectants qui ont été testés et listés comme efficaces contre les poliovirus.

4.2 Retraitement et stérilisation des instruments

- Pour le retraitement des instruments, il faudrait toujours porter une tenue de protection appropriée.
- Il est judicieux d'aménager 3 zones séparées dans le lieu de retraitement (rouge = zone humide : dépôt des instruments utilisés, évier, appareil de nettoyage et de désinfection (AND) ; jaune = zone de conditionnement : contrôle, le cas échéant, lubrification/aiguillage des instruments désinfectés ; verte = stérilisation des instruments).
- Dans la zone humide, la désinfection des surfaces doit toujours être effectuée après la réception des instruments contaminés et, dans la zone de conditionnement, au moins avant le début du travail et la fin du travail et en cas de salissures visibles.

Il existe différents types de stérilisation : pour les instruments thermo-résistants, la méthode de stérilisation recommandée est la stérilisation à la vapeur à 134 °C avec une période plateau de 18 minutes (temps total de stérilisation d'env. 70 min). Pour les instruments thermo-sensibles, la méthode recommandée est la stérilisation par plasma de H₂O₂ à 45 - 55 °C (temps total de stérilisation d'env. 47 min).

Si l'établissement vétérinaire ne dispose pas des appareils nécessaires, la stérilisation peut également être effectuée en externe dans des établissements qui proposent un service de stérilisation des instruments vétérinaires. Aucun instrument ayant été en contact avec des animaux ne doit être stérilisé dans les stérilisateurs utilisés en médecine humaine.

Selon le risque de contamination et le produit utilisé, la tenue de protection à revêtir lors de la préparation des

instruments comprend des gants imperméables et résistants à la déchirure couvrant les avant-bras, une protection de la bouche et du nez, une protection des yeux (lunettes de protection), des chaussures de protection fermées à l'avant, un tablier imperméable ou une cagoule de protection.

Lors de l'acquisition des instruments, veiller à ce qu'ils puissent être désinfectés et stérilisés. Opter de préférence pour des instruments qui peuvent être stérilisés thermiquement. Les instruments qui peuvent être désinfectés chimiquement doivent supporter une immersion totale. Lors de la livraison, le fabricant devrait fournir des informations détaillées concernant la réutilisation et le retraitement des instruments.

Les dispositifs médicaux peuvent être classés dans les catégories suivantes.

Définition	Exemples	Exigence minimale
Dispositifs médicaux non critiques (contact uniquement avec la peau intacte).	Stéthoscope, manchette de tensiomètre, etc.	Degré d'efficacité moyen de la désinfection* : élimination des principaux agents pathogènes.
Dispositifs médicaux semi-critiques (contact avec les muqueuses ou la peau intacte).	Endoscopes flexibles, spéculum vaginal, matériel d'anesthésie, etc.	Degré d'efficacité élevé de la désinfection* : élimination de tous les microorganismes à l'exception de certaines spores.
Dispositifs médicaux critiques (contact avec le sang ou d'autres parties stériles de l'organisme).	Instruments chirurgicaux, implants, aiguilles d'acupuncture, etc.	Stérilisation : élimination de tous les microorganismes, y c. toutes les spores.

**Par ex. désinfectant pour surfaces reconnu

**Par ex. désinfection thermique ou désinfection chimique à base d'acide peracétique ou d'aldéhydes

4.2.1 Nettoyage et désinfection

Lors du pré-nettoyage et du nettoyage principal, il faudrait veiller à éviter toute adhérence de restes de tissus ou de sang (par ex., les aldéhydes peuvent entraîner l'adhérence des protéines et ne sont donc pas recommandés).

Pré-nettoyage

- Les souillures grossières doivent être éliminées immédiatement après l'utilisation des instruments et les canaux de travail doivent être rincés (pour éviter qu'ils ne sèchent).

Nettoyage principal et désinfection

Le nettoyage et la désinfection peuvent être effectués manuellement ou à la machine. Idéalement, le nettoyage final est effectué à l'aide d'un appareil de nettoyage et de désinfection (AND). Dans la mesure du possible, les instruments doivent alors être complètement démontés ou ouverts.

Traitement manuel :

- Effectuer un nettoyage minutieux avec des brosses douces : ne pas utiliser de brosses en acier car elles endommagent les instruments, faire attention aux cavités.

- Effectuer un rinçage intermédiaire pour que les matières organiques et les résidus chimiques ne compromettent pas l'efficacité du désinfectant, puis laisser s'égoutter.
- Plonger les instruments dans la solution désinfectante pour instruments : respecter la concentration et le temps d'action, remplacer la solution au moins une fois par jour et la recouvrir entretemps, veiller à mouiller toutes les surfaces intérieures et extérieures.
- Procéder au rinçage final pour éliminer le désinfectant résiduel.
- Sécher les instruments avec un papier qui ne peluche pas ou de préférence avec de l'air comprimé (en particulier les instruments présentant des cavités).
- Le matériel utilisé pour le nettoyage (brosses, etc.) doit être nettoyé à la fin du travail.

Après le nettoyage et la désinfection, remonter les instruments le cas échéant, vérifier qu'ils sont propres et fonctionnels et les entretenir conformément aux indications du fabricant.

Utiliser seulement des lubrifiants (huile de lubrification ou lait lubrifiant pour instruments) sans particules de sili-

cone et uniquement en petites quantités. Seuls sont admis les lubrifiants pour lesquels il est expressément prouvé qu'ils conviennent pour la stérilisation à la vapeur (sans silicone). Ils ne doivent pas être appliqués sur toute la surface ou dans les bains.

Bains à ultrasons

Les instruments très sales et les instruments ophtalmiques peuvent être soumis à un bain à ultrasons pour améliorer l'efficacité du nettoyage. Le recours à un bain à ultrasons est également recommandé pour un nettoyage plus approfondi lorsque l'établissement ne dispose pas d'un AND.

4.2.2 Conditionnement

Les instruments devraient être conditionnés le plus rapidement possible après le nettoyage et la désinfection. Ils doivent être complètement secs et refroidis avant d'être conditionnés. Il existe 3 types de conditionnements :

- 1 : conditionnement souple – non-tissé (délicat, peut être endommagé rapidement et présenter des trous)
- 2 : conditionnement rigide – conteneur pour les instruments lourds - conteneur perforé (très solide)
- 3 : conditionnement tubulaire – sachets de stérilisation pour instruments individuels (les instruments pointus doivent être munis d'un embout de protection afin de ne pas endommager le sachet de conditionnement).

Le système de barrière stérile (conditionnement primaire en contact avec l'instrument) doit être étanche aux microorganismes et compatible avec le procédé de stérilisation.

Étiquetage du matériel stérile

- Le conditionnement doit être muni d'un indicateur de processus (indicateur de traitement) pour montrer clairement que le contenu a été soumis à un procédé de stérilisation.
- L'étiquetage comprend : le contenu du matériel stérile/ le département, la date de stérilisation, la date de péremption du matériel stérile, éventuellement le numéro de charge, le nom de la personne qui a conditionné le matériel.
- Le matériel d'étiquetage utilisé doit être stérilisable à la vapeur jusqu'à 134 °C, résistant à la lumière et à l'eau (résistant au dégorgement).

4.2.3 Stérilisation à la vapeur

Remarques générales

Le matériel ne peut être stérilisé dans des stérilisateur à la vapeur que s'il est prouvé qu'il résiste au programme de stérilisation prévu. Il convient de demander au fabricant du matériel à stériliser de confirmer que ce matériel peut être stérilisé à la vapeur.

Le matériel dense et poreux ne peut en général pas être stérilisé dans des stérilisateur à la vapeur :

- Huiles et graisses
 - Liquides
 - Intérieur et contenu des récipients hermétiquement fermés
 - Masses poudreuses ou poussiéreuses.
- Ne pas effectuer de stérilisation rapide.

Tests fonctionnels

Test de vide

- Le test de vide permet de contrôler l'étanchéité de la chambre (avec les appareils récents, il est inclus dans le programme de réchauffement).

Test de pénétration de la vapeur (test de Bowie-Dick)

- Le test de pénétration de la vapeur permet de prouver que la vapeur condensée pénètre rapidement et uniformément dans le matériel à stériliser.

Contrôle des charges

- Chaque charge est accompagnée d'un indicateur de contrôle (surveillance du respect de tous les paramètres tels que temps, température, vapeur).
- Le numéro de la charge concernée et le programme suivi sont enregistrés par écrit (les enregistrements doivent être conservés pendant 10 ans).
- L'indicateur de contrôle est placé dans un paquet à tester.
- L'indicateur de contrôle est placé au milieu de chaque charge.

→ Les bio-indicateurs ne doivent être utilisés qu'en complément, car les spores bactériennes sont inactivées après quelques secondes et ne permettent donc pas de se prononcer sur le respect des paramètres.

Chargement

- Pour chaque charge, il convient de s'efforcer d'utiliser pleinement le stérilisateur à vapeur d'après sa capacité en unités de stérilisation (UST) pour des raisons de procédure et d'économie.
- Les stérilisateur à vapeur doivent être chargés de sorte à respecter une distance d'au moins 50 mm entre la charge et le plafond de la chambre et d'au moins 25 mm entre la charge et les portes et les parois ; cela s'applique également pour les petits stérilisateur.
- Les conditionnements en non-tissé et les conditionnements transparents doivent être stérilisés uniquement dans des paniers ou conteneurs de stérilisation.

Disposition du matériel à stériliser

- Placer le matériel à stériliser lourd en bas, le matériel léger en haut (par ex. conteneur en bas, conditionnement souple en haut).

- Les conteneurs prévus à cet effet peuvent être empilés, à condition qu'ils aient été validés à cette fin.
- Ne pas recouvrir les filtres des conteneurs.
- Placer les sets dans un film transparent sur le côté ou avec le côté papier vers le bas.

Charge

- Ne pas dépasser la charge maximale d'instruments des plateaux et paniers de stérilisation.

→ Limiter le poids pour assurer le séchage requis et aussi que la vapeur pénètre dans le matériel à stériliser, notamment dans le cas des textiles.

Libération de la charge

Après la stérilisation à la vapeur, les exigences minimales concernant l'utilisation du matériel stérile sont les suivantes :

- Évaluation du déroulement du processus : vérifier que le programme correct a été choisi pour le processus et en respectant les paramètres pertinents pour celui-ci, à savoir la température, la pression et le temps.
- Contrôle visuel du matériel stérile : lors du contrôle visuel, vérifier que le conditionnement est intact. S'assurer qu'il n'y a pas de fissures, de défauts ni d'humidité due aux résidus de condensation. Le cas échéant, pour le conditionnement en conteneurs, contrôler que ces derniers sont correctement plombés.
- Si des indicateurs de processus sont utilisés, contrôler qu'ils ont complètement changé de couleur.

Répétition de la stérilisation

S'il est nécessaire de répéter le processus de stérilisation, le matériel à stériliser doit être contrôlé et reconditionné.

Maintenance du stérilisateur

Pour les stérilisateurs à vapeur, le fabricant devrait effectuer au moins un service de maintenance par an.

4.2.4 Stockage

Les dispositifs médicaux stériles devraient être stockés séparément des produits non stériles. La température devrait être comprise entre 18 et 25 °C et l'humidité de l'air entre 30 et 60 %. Les produits devraient être protégés de la lumière directe du soleil, de l'humidité et des souillures. Il faut absolument éviter que les produits stériles se mouillent ou s'humidifient. Respecter une distance de 30 cm entre les produits stériles et le sol.

Les informations sur la durée de péremption du matériel d'emballage peuvent généralement être obtenues auprès du fabricant. De manière générale, on recommande une durée de péremption d'une année au maximum, à condition que le conditionnement soit intact et le stockage correct.

4.3 Retraitement des endoscopes flexibles

- Les endoscopes sont des instruments semi-critiques et doivent être retraités correctement conformément aux indications du fabricant (désinfection dite hautement efficace, car une stérilisation est le plus souvent impossible).
- Les endoscopes doivent toujours être nettoyés directement après avoir été utilisés et tous les canaux doivent être rincés (risque de séchage de la saleté, formation de biofilm).
- Les endoscopes doivent être rincés soigneusement avant la prochaine utilisation pour éliminer les produits de nettoyage et de désinfection (risque d'irritation des tissus).

Le risque de transmission d'infection dû à des endoscopes insuffisamment retraités est décrit dans la littérature. Une désinfection hautement efficace est particulièrement importante lorsque les endoscopes sont utilisés dans des milieux sans germes (par ex. les voies urinaires), lorsque l'on suspecte l'animal examiné d'être atteint d'une maladie infectieuse ou que le prochain animal examiné est immunosupprimé.

Toutes les pièces des endoscopes utilisés doivent être conçues pour permettre le nettoyage et la désinfection. Enfin, seuls les endoscopes étanches (dont les valves, y c. l'oculaire et les raccords de connexion, peuvent être enlevés) peuvent faire l'objet d'une désinfection suffisante.

La continuité des canaux est une condition essentielle pour que la désinfection soit efficace et doit par conséquent être contrôlée après chaque endoscopie. Les nouveaux endoscopes et leurs accessoires doivent d'abord être soumis à un processus de retraitement. Il en va de même pour les appareils retournés après réparation.

4.3.1 Prévention et contrôle des infections lors des examens endoscopiques

La disposition des locaux doit tenir compte du risque d'infection lors de l'intervention dans les zones du corps concernées et de la dissémination éventuelle des germes. Les endoscopies dans les zones du corps en général exemptes de germes et les interventions dans des zones colonisées du corps devraient si possible être réalisées dans des locaux séparés. Si la séparation spatiale n'est pas possible pour des raisons de place, il est important d'instaurer une séparation temporelle en tenant compte des exigences d'hygiène (ordre des interventions).

Les patients suspects d'être atteints d'une maladie infectieuse contagieuse devraient être soumis à une endoscopie seulement en cas d'indication urgente. Les examens absolument nécessaires doivent être réalisés à la fin du programme afin que toutes les mesures de désinfection puissent être appliquées en toute tranquillité.

4.3.2 Processus de retraitement

Types de retraitement

En principe, le retraitement des endoscopes peut être effectué manuellement ou mécaniquement. Le retraitement manuel comporte des risques sanitaires pour le personnel (risque d'infection, risque d'allergisation) et mobilise les ressources en personnel. Étant donné que le retraitement manuel ne permet pas de répondre aux exigences de standardisation et de validation du procédé de retraitement, il est préférable d'opter pour le retraitement mécanique.

Pré-nettoyage

- À réaliser directement après l'examen.
- Essuyer la gaine extérieure de l'endoscope avec un chiffon qui ne peluche pas.
- Immerger l'extrémité distale de l'endoscope dans un récipient contenant la solution de nettoyage, actionner alternativement la valve d'aspiration et la valve air-eau (utiliser éventuellement la valve de nettoyage) ; aspirer la solution de nettoyage et l'air par les canaux de l'endoscope et vérifier en même temps leur continuité et leur fonctionnalité.
- Pour terminer, vider les canaux par aspiration d'air.
- Séparer ensuite l'endoscope de la source de lumière, du système de rinçage de l'optique et du tube d'aspiration et le transporter vers le lieu de prétraitement.

Nettoyage manuel

- Effectuer le test d'étanchéité conformément aux instructions du fabricant.
- Placer l'endoscope dans la solution de nettoyage et le maintenir sous la surface du liquide pour éviter une contamination par des éclaboussures.
- Observer s'il y a des bulles, qui indiquent la présence d'endroits non étanches.
- Nettoyer minutieusement tous les orifices des canaux et des valves, des pièces de commande, etc. avec une brosse douce, un chiffon ou une éponge (utiliser de préférence des chiffons à usage unique).
- Nettoyer à la brosse les canaux de l'endoscope (utiliser une brosse appropriée pour chaque canal ; passer la brosse au moins cinq fois dans chaque canal jusqu'à ce qu'il n'y ait plus de saleté visible sur la brosse).
- Changer la solution de nettoyage au moins une fois par jour ou en cas de souillures visibles (désinfecter le bac lors du changement de solution).

Rincer l'endoscope pour éliminer la solution de nettoyage

(alternative : rinçage mécanique dans un laveur-désinfecteur pour endoscopes (LDE)).

- Placer l'endoscope et les accessoires dans un bac avec de l'eau propre du robinet (mieux : eau déminéralisée) et rincer tous les canaux.
- Éliminer l'eau résiduelle avec de l'air comprimé (ou l'air provenant d'une seringue, pas plus de 0,5 bar) pour

éviter toute interaction avec le désinfectant ou une dilution.

Désinfection

(alternative : désinfection mécanique dans un LDE)

- Placer l'endoscope dans la solution désinfectante et remplir tous les canaux accessibles de l'endoscope avec la solution désinfectante en évitant toute formation de bulles d'air.
- Respecter les concentrations et le temps d'action conformément aux indications du fabricant.
- Entre les utilisations, recouvrir les bacs contenant la solution désinfectante.

Rinçage final

(alternative : rinçage mécanique dans un LDE)

- Enfiler des gants à usage unique.
- Éliminer soigneusement les résidus de désinfectant (immerger l'endoscope et rincer tous les canaux).
- Utiliser de l'eau fraîche, microbiologiquement irréprochable (par ex. eau déminéralisée, utiliser un filtre à eau stérile).

Séchage

(alternative : séchage mécanique dans un LDE)

- Insuffler de l'air comprimé (pas plus de 0,5 bar) dans l'endoscope, sécher la gaine extérieure avec un chiffon à usage unique.
- Rincer éventuellement les canaux avec de l'isopropanol à 70 % pour une désinfection supplémentaire et un meilleur séchage.

4.3.3 Retraitement des instruments endoscopiques supplémentaires

Matériel d'aspiration

- Enlever les souillures grossières.
- Nettoyer et désinfecter ensuite manuellement le matériel.
- Éliminer le matériel qui ne peut pas être retraité et le matériel très sale.

Bouteille d'eau

- La connecter à de l'eau stérile avant chaque examen ou chaque jour ouvrable.

Accessoires à usage multiple

(pinces à biopsie, boucles, etc.)

- Nettoyer, désinfecter et stériliser soigneusement les instruments endoscopiques supplémentaires à usage multiple après chaque utilisation.
- Nettoyer minutieusement en particulier les pinces à biopsie avec une brosse avant le retraitement dans le LDE ou la désinfection et stérilisation manuelles.

Brosses de nettoyage

- Nettoyer les brosses et les mettre dans la machine à laver après avoir terminé toutes les opérations de nettoyage (si nécessaire, les stériliser ou les remplacer).

Contrôle du fonctionnement et entretien des instruments

- Assembler les instruments et vérifier qu'ils fonctionnent correctement.
- Si nécessaire, utiliser des produits d'entretien des instruments.

4.3.4 Assurance qualité des processus de retraitement utilisés

Afin de garantir la qualité continue des procédés de retraitement, des tests périodiques sont effectués pour prouver que le retraitement est efficace et qu'aucun changement ou écart involontaire ne s'est produit. À cette fin, chaque endoscope utilisé devrait être soumis à une analyse microbiologique au moins une fois par année (pour le prélèvement, rincer chaque canal avec 20 ml de NaCl 0,9 % stérile et recueillir le liquide de rinçage dans un tube stérile). La plupart des fabricants effectuent ce contrôle lors du service annuel.

4.3.5 Stockage

Suspendre l'endoscope retraité dans une armoire à endoscopes (il existe des armoires à endoscopes qui ont également une fonction de séchage). Les endoscopes doivent être stockés suspendus et avec l'ouverture vers le bas afin que l'humidité résiduelle puisse s'échapper. Ne pas monter les valves afin que l'humidité résiduelle éventuelle puisse s'échapper.

Placer les instruments supplémentaires stérilisés et conditionnés dans une armoire fermée (à l'abri de la poussière, de l'humidité et des variations de température).

Littérature

- Canadian Committee on Antibiotic Resistance, Canadian Veterinary Medical Association, Canadian Centre for Public Health and Zoonoses. Infection Prevention and Control Best Practices - For Small Animal Veterinary Clinics. 2008. <https://www.wormsandgermsblog.com/files/2008/04/CCAR-Guidelines-Final2.pdf>. Accessed Feb 3 2020.
- Stull JW, Bjorvik E, Bub J, Dvorak G, Petersen C, Troyer HL. 2018 AAHA Infection Control, Prevention, and Biosecurity Guidelines. *J Am Anim Hosp Assoc*. 2018;54(6):297-326.
- Kompetenzzentrum (CoC) Hygiene und Medizinprodukte der Kassenärztlichen Vereinigungen und der Kassenärztlichen Bundesvereinigung. Hygiene in der Arztpraxis - Ein Leitfadens. 2019. https://www.kvno.de/fileadmin/shared/pdf/online/beratung/hygieneberatung/hygieneleitfaden_arzt.pdf. Accessed Dec 12 2019.
- Greene GE. Infectious Diseases of the Dog and Cat - Fourth Edition. St. Louis, Missouri: Elsevier; 2012.
- Rheinbaben Fv, Wolff MH. Handbuch der viruswirksamen Desinfektion. Berlin Heidelberg: Springer-Verlag; 2002.
- Société Suisse de Stérilisation Hospitalière (SSSH), Société Suisse d'Hygiène Hospitalière (SSHH), Institut suisse des produits thérapeutiques (Swissmedic). Bonnes pratiques de retraitement des dispositifs médicaux. 2016. <https://www.swissmedic.ch/swissmedic/fr/home/medizinprodukte/wiederaufbereitung---instandhaltung/wiederaufbereitung.html>. Accessed Nov 28 2019.
- Institut suisse des produits thérapeutiques (Swissmedic) : Bonnes pratiques de retraitement des dispositifs médicaux pour les cabinets médicaux et les cabinets dentaires ainsi que d'autres utilisateurs de petits stérilisateur à la vapeur d'eau saturée. 2010. https://issuu.com/haeubi/docs/swissmedic_gute_praxis_zur_aufberei. Accessed Nov 29 2019.
- Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (KRINKO) beim Robert Koch-Institut (RKI), Bundesinstitutes für Arzneimittel und Medizinprodukte (BfArM). Anforderungen an die Hygiene bei der Aufbereitung von Medizinprodukten. *Bundesgesundheitsblatt Gesundheitsforschung Gesundheitschutz*. 2012;55(10):1244-310.
- Arbeitskreis Instrumenten-Aufbereitung. Instrumenten Aufbereitung im Veterinärbereich - richtig gemacht. 2005. <https://docplayer.org/25365532-Instrumenten-aufbereitung-im-veterinaerbereich-richtig-gemacht-arbeitskreis-instrumenten-aufbereitung-ausgabe.html>. Accessed Jan 31 2020.
- Société Suisse de Gastroentérologie (SSG), Société Suisse de Pneumologie (SSP), Société Suisse d'Hygiène Hospitalière (SSHH), (SVEP) SVfE. Directives suisses pour le retraitement des endoscopes flexibles. 2010. https://sggssg.ch/fileadmin/_migrated/content_uploads/Schweizerische_Hygienerichtlinie.pdf. Accessed Nov 28 2019.
- Swissmedic. Guide explicatif de la check-list pour le retraitement des endoscopes. 2019. <https://www.swissmedic.ch/swissmedic/fr/home/dispositifs-medicaux/retraitement-et-maintenance/retraitement.html>. Accessed Jan 31 2020.

5. Procédure à suivre avec les patients potentiellement infectieux

5.1 Triage téléphonique

- Les patients potentiellement infectieux devraient déjà être identifiés comme tels au téléphone et être immédiatement signalés dans le logiciel du cabinet.
- Les patients potentiellement infectieux ne doivent pas entrer dans la salle d'attente et devraient être amenés directement dans la salle d'examen prévue à cet effet par une entrée séparée, s'il en existe une.
- Si l'infrastructure est limitée, les patients potentiellement infectieux doivent être reçus en fin de journée ou pour la dernière consultation du jour et toutes les surfaces de contact doivent ensuite être suffisamment désinfectées.

Questions à poser pour identifier les patients potentiellement infectieux

- Âge et situation vaccinale ?
 - Les jeunes animaux qui n'ont pas encore été vaccinés ou qui viennent juste d'être vaccinés, de même que les animaux adultes insuffisamment vaccinés sont plus sensibles aux maladies qu'il est possible de prévenir ou d'atténuer par des vaccinations (par ex. parvovirose, maladie de Carré ou coryza du chat).
- Autres animaux malades dans le ménage ?
- Anamnèse / détention ?
 - Ménage avec plusieurs chats / chiens
 - Séjour dans une pension ou un refuge pour animaux, etc.
 - Importation ou voyage récent dans un pays présentant un risque accru d'infection
- Symptômes ? (Par ex. toux aiguë, éternuements, vomissements, diarrhée avec ou sans fièvre)
- Maladies connues ?

Il est judicieux d'afficher une liste des caractéristiques des principales maladies infectieuses et des mesures qui en découlent à un endroit bien visible afin que tous les collaborateurs du service téléphonique puissent les consulter à tout moment.

5.2 Zone/local de quarantaine

- Toute clinique devrait disposer d'une zone ou d'un local de quarantaine séparé/e permettant de séparer les patients potentiellement infectieux.
- Dans les cabinets sans zone de quarantaine, les procédures de travail doivent être adaptées en

conséquence (traiter les patients potentiellement infectieux en dernier) et éviter si possible la prise en charge stationnaire de ces patients.

- La zone/le local de quarantaine devrait être clairement identifié/e et seul un minimum de personnes devrait y entrer.
- Les personnes enceintes ou immunosupprimées ne doivent pas prendre soin des patients infectés par un agent zoonotique ou suspectés de l'être (voir annexe « Zoonoses importantes dans les cabinets/cliniques pour petits animaux »).

Les patients potentiellement infectieux doivent être clairement identifiés par un marquage de leur box bien visible pour tous et, si possible, être signalés dans le logiciel du cabinet. En outre, les animaux de la zone/du local de quarantaine ne doivent pas revenir dans les boxes habituels.

Si, dans la zone du chenil (par ex. dans la station de soins intensifs), des animaux doivent être mis en quarantaine, les boxes situés à côté et au-dessus/en dessous du box de l'animal doivent rester vides et la zone de quarantaine doit être clairement signalée. Une tenue de protection, des désinfectants pour les mains et pour les surfaces doivent être disponibles sur une unité mobile devant le secteur de quarantaine.

Les opérations et les clarifications diagnostiques en dehors de la zone de quarantaine devraient être effectuées de manière aussi restrictive que possible et, si nécessaire, en fin de journée. Toutes les surfaces de contact doivent ensuite être désinfectées.

Aménagement d'une zone de quarantaine

Dans la mesure du possible, aucun consommable ne devrait être stocké dans la zone de quarantaine. Les ustensiles doivent être attribués à chaque patient. Les ustensiles amenés doivent être désinfectés après le nettoyage final ou, si cela n'est pas possible, éliminés. Les protocoles de traitement doivent être affichés en dehors de la zone de quarantaine. La mise en œuvre des mesures de quarantaine doit être définie par écrit et être affichée dans les zones concernées de manière à être bien visible pour tout le personnel (exemple, voir l'annexe « Classification des niveaux de quarantaine pour les chiens et les chats à l'Hôpital vétérinaire de Zurich »).

Une tenue de protection, des désinfectants pour les mains et pour les surfaces, ainsi que le protocole de traitement doivent être à disposition *devant la zone de quarantaine*.

Une poubelle et les ustensiles attribués au patient (par ex. stéthoscope, thermomètre, tondeuse, laines, etc.) devraient être à disposition *dans la zone de quarantaine*.

Aménagement d'une zone de quarantaine



Devant la zone de quarantaine
Espace de rangement avec tenues de protection, protocole de traitement, désinfectant pour les mains et pour les surfaces



Dans la zone de quarantaine
Antichambre avec une poubelle, du matériel d'examen personnel et de la place pour les traitements



Box d'isolement
pour les patients potentiellement infectieux

Comportement dans la zone/le local de quarantaine



Avant d'entrer dans la zone de quarantaine :

- Préparer tous les médicaments et tout le matériel nécessaires aux soins du patient.
- Se désinfecter hygiéniquement les mains et revêtir la tenue de protection.



Avant de quitter la zone de quarantaine :

- Éliminer tous les matériaux contaminés.
- Désinfecter toutes les surfaces de contact.
- Ôter la tenue de protection par étapes et se désinfecter hygiéniquement les mains d'après l'illustration suivante.

Transport, miction et déjections

Les patients ne doivent pas quitter la zone de quarantaine pendant leur séjour en stationnaire. S'il n'est pas possible d'éviter un examen hors de la zone de quarantaine, le patient doit être transporté sur un chariot et le personnel doit respecter les mesures de protection.

Les animaux atteints de maladies infectieuses, en particulier les chiens atteints de parvovirose, ne doivent pas faire leurs besoins hors de la zone de quarantaine. Les patients peuvent faire leurs besoins dans une aire de sortie consolidée, à condition que cette dernière puisse être désinfectée de manière efficace.

5.3 Tenues de protection

- Des tenues de protection complètes doivent être disponibles devant chaque zone de quarantaine.
- Elles ne doivent être portées que dans la zone de quarantaine concernée.
- Elles doivent être éliminées directement après chaque activité.
- Elles doivent recouvrir entièrement les vêtements de travail.

Dans la zone de quarantaine, la tenue de protection devrait être constituée de matériel à usage unique. Le matériel à usage unique (blouses, gants, couvre-chaussures) ne doit pas être utilisé plusieurs fois.

Blouse (à manches longues) ou combinaison

Ôter correctement une blouse à manches longues :

- En portant des gants, ouvrir les attaches et retirer la blouse des épaules en la tirant depuis la partie située sur la poitrine ; si c'est possible, tirez sur le devant de la blouse jusqu'à ce que les attaches se déchirent. Ce faisant, les gants contaminés ne doivent pas contaminer les vêtements de travail portés sous la combinaison.
- Rouler la blouse en boule avec le côté contaminé à l'intérieur et la jeter.



- Ôtez les gants et les jeter.
- Se désinfecter les mains.
- Si des fluides corporels ont traversé la blouse, les vêtements contaminés portés dessous doivent être changés.

Gants

- Ne toucher aucune surface en dehors de la zone de quarantaine avec les mains gantées.
- Toujours se désinfecter les mains après avoir ôté les gants.
- Changer de gants avant les gestes aseptiques et après le contact avec du matériel potentiellement infectieux (y c. désinfection des mains).

Couvre-chaussures

- Recommandation : toujours porter des couvre-chaussures dans la zone de quarantaine et les jeter avant de la quitter.

Pédiluves

Recommandations :

- Préférer les couvre-chaussures au passage dans le pédiluve, car l'utilisation de ce dernier est sujette à des erreurs (par ex. changements de concentration, temps de contact trop court, souillures).
- Éliminer le matériel organique des chaussures avant d'utiliser un pédiluve.
- Remplacer la solution du pédiluve au moins une fois par jour ou lorsqu'elle est visiblement sale.
- Choisir un désinfectant efficace contre l'agent pathogène à éliminer, stable sous forme liquide et efficace même avec un temps de contact court.

Protection du visage

- Protège les muqueuses oculaires, nasales et buccales contre le matériel infectieux.
- Se compose généralement d'une protection nez-bouche et de lunettes de protection.
- Doit être portée en cas de risque de contact avec des éclaboussures ou de brouillard de pulvérisation (par ex. traitements dentaires, nébuliseurs, rinçage des plaies).

Protection des voies respiratoires

- Par ex. masques N95, FFP2.
- Filtrant également les petites particules de l'air et protègent contre les zoonoses transmises par l'air (par ex. en cas de suspicion de *Chlamydia psittaci*, *Coxiella burnetti*, influenza aviaire, *Mycobacterium bovis*).

5.4 Germes résistants aux antibiotiques

- Les petits animaux peuvent également être porteurs de bactéries résistantes ou présenter des infections dues à ces germes.
- Des mesures de PCI lacunaires peuvent entraîner la transmission de germes résistants d'un patient à l'autre et la contamination de l'environnement de la clinique/du cabinet.
- Le manque d'hygiène des mains de la part du personnel est considéré comme l'une des principales voies de transmission des germes résistants entre les patients.
- Les patients atteints d'infections dues à des germes multirésistants devraient être signalés dans le logiciel du cabinet et sur le box de l'animal et ne devraient être examinés qu'avec une tenue de protection.

Par multirésistants, on entend souvent des germes qui sont résistants à ≥ 3 classes de principes actifs (sauf les résistances intrinsèques). Une transmission de germes résistants aux antibiotiques peut entraîner une colonisation ou – dans des cas rares – une infection. Une colonisation par des bactéries résistantes ne constitue en principe pas un problème clinique. Cependant, si les germes résistants aux antibiotiques provoquent des infections, celles-ci sont plus difficiles à traiter en raison des résistances ; avec des germes multirésistants, les options de traitement sont limitées.

Chez les petits animaux, ce sont surtout les staphylocoques résistants à la méthicilline (*Staphylococcus pseudintermedius* (SPRM), *Staphylococcus aureus* (SARM), les staphylocoques à coagulase-négative (MRCoNS), les entérobactéries productrices de bêta-lactamases à spectre étendu (BLSE) et les souches résistantes de *Pseudomonas aeruginosa* et de *Acinetobacter baumannii* qui jouent un rôle. Ces dernières années, des infections dues à des entérobactéries productrices de carbapénémases (EPC) ont également été découvertes chez les petits animaux. Bon nombre de ces germes peuvent persister longtemps dans l'environnement. Les bactéries mentionnées ci-dessus sont des germes pathogènes facultatifs qui peuvent provoquer une infection surtout en cas d'affaiblissement de la réponse immunitaire ou de maladie sous-jacente. On suppose que les germes résistants aux antibiotiques peuvent être transmis entre l'homme et l'animal. Dans l'ensemble, le risque que des personnes contractent des infections dues à des bactéries résistantes chez leurs propres animaux de compagnie est considéré comme très faible.

Pour empêcher le développement et la propagation de germes résistants, les aspects suivants sont importants :

- Utilisation prudente des antibiotiques (voir chapitre 6, « Antibiotiques »).
- Hygiène optimale des mains du personnel.
- Procédures de nettoyage et de désinfection bien définies et fixées par écrit dans la pratique quotidienne du cabinet/de la clinique.
- Prévention des infections grâce à l'utilisation ciblée de vaccins et à une détention et des soins optimaux des animaux.
- Séparation spatiale (zone de quarantaine) des animaux souffrant d'infections dues à des germes multirésistants, respect des mesures de protection (voir ci-dessous).

Les recommandations aux propriétaires concernant la manière de se comporter avec les animaux de compagnie porteurs de germes multirésistants ont été résumées dans un aide-mémoire. Ce document est un guide pratique élaboré en collaboration avec divers experts en médecine vétérinaire et humaine. Il peut être commandé gratuitement ou téléchargé sur le site de la boutique en ligne des publications fédérales : « [Mon animal de compagnie a des germes multirésistants – que faire ?](#) »

Mesures à prendre dans les établissements vétérinaires pour les patients atteints d'infections dues à des germes multirésistants

- Hospitaliser les patients dans une zone séparée.
- Signaler les animaux par une marque bien visible sur leur box et dans le logiciel du cabinet.
- Examiner ces patients uniquement avec une tenue de protection (blouse de protection, gants), des couvre-chaussures sont indiqués en cas de contact de l'animal avec le sol.
- Attribuer à chaque patient son propre matériel d'examen, désinfecter ce dernier en l'essuyant ou le stériliser après chaque utilisation.
- Procéder à un nettoyage thermique ou à une désinfection chimico-thermique des couvertures et des articles similaires en cas de souillures ou après la fin de l'hospitalisation de l'animal.
- Le matériel qui ne peut pas être retraité doit être éliminé après le départ de l'animal.
- Réduire les déplacements des patients dans l'établissement vétérinaire au minimum nécessaire, puis désinfecter immédiatement les surfaces avec lesquelles ils ont été en contact.
- Les animaux doivent faire leurs besoins dans une zone séparée non accessible aux autres patients. Les zones consolidées où les animaux peuvent faire leurs besoins sont préférables, car elles peuvent être désinfectées.

Dans les grandes cliniques, en particulier celles qui dispensent des soins intensifs, il est conseillé de surveiller activement l'apparition d'infections dues à des germes multirésistants pour détecter de manière précoce un nombre accru d'infections et prendre les mesures appropriées.

Mesures supplémentaires pour les patients qui présentent une infection ou une colonisation par un germe XDR (XDR=extensively drug resistant)¹.

Exemples : entérobactéries productrices de carbapénémases (EPC), entérocoques résistants à la vancomycine (ERV).

- Isoler les patients de manière stricte dans une zone ou un local de quarantaine.
- Dans la mesure du possible, éviter les transports et les interventions invasives.
- Les patients ne doivent pas être pris en charge par des personnes immunosupprimées ou enceintes, ni par des personnes qui doivent subir une intervention invasive dans les 3 prochains mois.
- Lever les mesures seulement après l'obtention d'au moins 5 résultats de test négatifs des échantillons prélevés sur plusieurs semaines.

¹ Selon la classification de Magiorakos et al. 2012, un germe XDR est défini comme un agent pathogène qui n'est sensible qu'à deux classes d'antibiotiques ou moins (c'est-à-dire qui est résistant à au moins un principe actif dans la plupart des classes d'antimicrobiens).

- Recommandation : suivre les mesures préconisées par *Swissnoso* et consulter un infectiologue en cas de doute.

5.5 Calicivirose féline systémique virulente

Les caliciviroses félines systémiques virulentes (FCV) sont dues à des souches de FCV très contagieuses. La maladie est associée à un taux de mortalité élevé (jusqu'à > 60 %). Les foyers décrits aux USA et en Europe étaient dus à de nouvelles souches émergentes, favorisées par le taux de mutation élevé des FCV (virus à ARN).

Ces infections entraînent un syndrome de réponse inflammatoire systémique (SRIS), une coagulopathie intravasculaire disséminée (CIVD), une défaillance multiorganique et la mort. La maladie est souvent plus grave chez les chats adultes que chez les chatons. La question de savoir si la vaccination contre le FCV induit une protection partielle contre la forme systémique virulente du FCV suscite des réponses controversées. La maladie apparaît toutefois également chez les chats vaccinés.

Les foyers se déclarent en particulier dans les institutions hébergeant de nombreux animaux sensibles, notamment les refuges et les cliniques pour animaux.

Symptômes typiques

- Fièvre
- Œdèmes, surtout à la tête et aux pattes, parfois généralisés
- Ulcérations cutanées et mucocutanées ou alopecie/croûtes, en particulier dans la cavité buccale, à la tête et aux membres
- Ictère dû à une pancréatite ou à une nécrose hépatique
- Épanchements (cavité abdominale ou thoracique)
- Au stade terminal, dyspnée fréquente.

Le diagnostic se base sur les symptômes cliniques typiques, la forte contagiosité, la mortalité élevée et la mise en évidence de la même souche de virus dans les échantillons de sang/tissu de plusieurs chats malades. Pour le dépistage du FCV, il convient d'utiliser des méthodes RT-PCR sensibles et spécifiques.

Mesures à prendre en cas de suspicion de maladie systémique virulente due au FCV

- Isoler immédiatement le chat dans une zone de quarantaine fermée.
- Faire examiner l'animal par des personnes désignées à cet effet qui n'ont pas de contact avec d'autres chats (y c. dans le ménage privé) et portant une tenue de protection complète.
- Désinfecter toutes les surfaces de contact avec un désinfectant efficace contre le FCV.
- Éliminer les appareils/le matériel qui ne peuvent pas être entièrement désinfectés et qui ont peut-être été contaminés. Alternative : en raison de la persistance

limitée dans le temps du FCV sur les surfaces, le matériel bien emballé peut être stocké dans un endroit protégé pendant une période suffisante jusqu'à ce qu'il puisse être réutilisé.

- Renforcer les mesures d'hygiène pour tous les patients félins si l'on constate une accumulation de cas dans un établissement vétérinaire (par ex. blouse de protection, gants).
- Lorsqu'un foyer d'infection se déclare, il est généralement nécessaire d'arrêter de recevoir des chats en consultation, de désinfecter l'établissement vétérinaire et d'informer tous les propriétaires des chats qui ont été traités dans l'établissement concerné pendant la période à risque.

L'aide-mémoire « Procédure en cas d'infection systémique virulente due au FCV » peut être consulté en annexe.

Le Comité consultatif européen pour les maladies félines (*European Advisory Board on Cat Diseases, ABDC*) a également développé un outil de gestion des foyers de FCV dans les ménages comptant plusieurs chats, intitulé « Managing FCV outbreaks in multi-cat communities ». <http://www.abdcatsvets.org/wp-content/uploads/2017/10/FCV-control.pdf>.

5.6 Patients immunosupprimés

Les patients immunosupprimés sont des patients qui sont soumis à un traitement immunosuppresseur, par exemple une chimiothérapie, ou qui souffrent d'une maladie entraînant une immunosuppression, ainsi que les patients très jeunes ou très âgés.

Avec ces patients, veiller à respecter de manière particulièrement stricte une hygiène des mains correcte et à porter une tenue de protection appropriée. Utiliser les gants de manière ciblée et les porter impérativement lors des activités propres (par ex. entretien des cathéters, injections, prises de sang).

Les mesures suivantes peuvent être prises pour réduire la sensibilité des patients aux infections :

- Utiliser les antibiotiques de manière prudente.
- Utiliser le moins possible les médicaments immunosuppresseurs.
- Éviter les changements de nourriture.
- Administrer un traitement adéquat contre les douleurs.
- Limiter l'utilisation d'interventions invasives (par ex. pose de cathéters urinaires).

5.7 Vaccinations

La vaccination constitue l'une des principales mesures de prévention des infections. Les composants fondamentaux (« core ») sont des composants recommandés pour tous les chiens ou chats à tout moment, indépendamment de leur mode de vie et du risque d'exposition.

Vaccins à composants fondamentaux (« core ») pour chiens

- Virus de la maladie de Carré (CDV)
- Adénovirus canin de type 2 (CAV-2)
- Parvovirus canin (CPV).

En outre, il est recommandé de vacciner tous les chiens en Suisse contre *Leptospira* spp. et le parainfluenzavirus canin (CPIV), ainsi que contre la rage.

Vaccins à composants fondamentaux (« core ») pour chats

- Herpèsvirus félin (FHV)
- Calicivirus félin (FCV)
- Virus de la panleucopénie féline (FPV).

Il est également recommandé de vacciner contre le virus de la leucémie féline (FeLV) les chats qui peuvent sortir, qui ont des contacts avec des congénères dont le statut FeLV est inconnu, qui séjournent dans des pensions ou refuges pour animaux, etc., ainsi que les chatons dont on ignore le mode de vie futur.

Les recommandations actuelles de vaccination pour les chiens et les chats en Suisse peuvent être consultées sur le site de l'ASMPA-SVK. www.svk-asmpa.ch/images/pdf/veterinaire/recommandations-vaccination-svk-asmpa.pdf.

5.8 Alimentation avec de la viande crue

De plus en plus d'animaux de compagnie, en particulier les chiens, sont nourris entièrement ou partiellement avec de la viande crue (*BARE, Biologically Appropriate Raw Food/ Bones and Raw Food*). S'il a de potentiels effets positifs, ce mode d'alimentation comporte également des risques. Les chiens recevant une alimentation BARF excrètent plus fréquemment des salmonelles, souvent sans symptômes accompagnateurs. De plus, l'alimentation avec de la viande crue est associée à l'excrétion d'entérobactéries résistantes. La préparation de la ration présente également certains risques pour les propriétaires : une étude menée en Suisse et récemment publiée montre que des bactéries résistantes aux antibiotiques ont été trouvées dans 62,7 % des aliments pour chiens à base de viande crue trouvés dans le commerce (60,8 % des échantillons contenaient des entérobactéries productrices de BLSE) et 3,9 % des échantillons étaient contaminés par des salmonelles (Nüesch-Inderbinnen et al. 2019). Il convient donc de respecter une hygiène de cuisine et une hygiène générale strictes en s'occupant de ces animaux (par ex. hygiène des mains correcte lors de la préparation de la viande crue et après avoir ramassé les déjections des animaux, nettoyer minutieusement les ustensiles tels que les planches à découper et la surface de travail après un contact avec la viande crue). Lorsque des personnes très jeunes, âgées, enceintes ou immunosupprimées vivent dans le ménage, il est fortement déconseillé de nourrir les animaux avec de la viande crue.

Les chiens et les chats ne devraient pas être nourris avec de la viande crue pendant leur séjour au cabinet/en clinique afin d'éviter l'excrétion de ces agents pathogènes et le risque pour le personnel et les autres patients. Les patients recevant une alimentation BARF qui présentent une diarrhée d'origine inconnue devraient être examinés en portant une tenue de protection et être hospitalisés en appliquant des mesures de quarantaine. Ces animaux ne devraient pas être pris en charge par des personnes enceintes ou immunosupprimées.

Littérature

- Canadian Committee on Antibiotic Resistance, Canadian Veterinary Medical Association, Canadian Centre for Public Health and Zoonoses. Infection Prevention and Control Best Practices - For Small Animal Veterinary Clinics. 2008. <https://www.wormsandgermsblog.com/files/2008/04/CCAR-Guidelines-Final2.pdf>. Accessed Feb 3 2020.
- Stull JW, Bjorvik E, Bub J, Dvorak G, Petersen C, Troyer HL. 2018 AAHA Infection Control, Prevention, and Biosecurity Guidelines. *J Am Anim Hosp Assoc*. 2018;54(6) : 297-326.
- National Association of State Public Health Veterinarians, Veterinary Infection Control Committee. Compendium of Veterinary Standard Precautions for Zoonotic Disease Prevention in Veterinary Personnel. *JAVMA*. 2010.
- Guardabassi L, Prescott JF. Antimicrobial stewardship in small animal veterinary practice: from theory to practice. *Vet Clin North Am Small Anim Pract*. 2015 ; 45(2) : 361-76, vii.
- Weese JS, Giguere S, Guardabassi L, Morley PS, Papich M, Ricciuto DR, et al. ACVIM consensus statement on therapeutic antimicrobial use in animals and antimicrobial resistance. *J Vet Intern Med*. 2015 ; 29(2) : 487-98.
- Radford AD, Addie D, Belak S, Boucraut-Baralon C, Egberink H, Frymus T, et al. Feline calicivirus infection. ABCD guidelines on prevention and management. *J Feline Med Surg*. 2009 ; 11(7) : 556-64.
- Nüesch-Inderbinnen M, Treier A, Zurfluh K, Stephan R. Raw meat-based diets for companion animals: a potential source of transmission of pathogenic and antimicrobial-resistant Enterobacteriaceae. *Royal Society Open Science*. 2019 ; 6(10).
- Davies RH, Lawes JR, Wales AD. Raw diets for dogs and cats: a review, with particular reference to microbiological hazards. *J Small Anim Pract*. 2019 ; 60(6) : 329-39.
- Heim D, Kuster S, Willi B. Antibiotikaresistente Bakterien bei Hund und Katze: Empfehlungen für Halterinnen und Halter. *Schweizer Archiv für Tierheilkunde*. 2020 ; 3 : 141-151.

6. Antibiotiques

- Pour contrer le développement de résistances aux antibiotiques, il est essentiel d'utiliser les antibiotiques de manière appropriée.
- Les recommandations actuelles concernant les traitements antibiotiques des chiens et des chats peuvent être consultées sur AntibioticScout.ch (<https://www.vetpharm.uzh.ch/php/absout.php>) et dans le « Guide thérapeutique pour les vétérinaires – Chiens et chats » sur le site de l'OSAV (https://www.blv.admin.ch/dam/blv/fr/dokumente/tiere/tierkrankheiten-und-arzneimittel/tierarzneimittel/therapieleitfaden-antibiotika-hunde-katzen.pdf.download.pdf/Leitfaden_Kleintier_final_publ_f.pdf)
- Tout établissement vétérinaire devrait avoir des recommandations internes de traitement et des directives de dosage ; elles peuvent être établies sur la base des recommandations publiées.

6.1 Règles élémentaires concernant les antibiotiques

1. Lors d'utilisation d'antibiotiques, les conditions suivantes doivent être remplies :
 - Il existe des preuves ou une forte suspicion d'infection bactérienne.
 - L'utilisation d'antibiotiques est nécessaire pour traiter l'infection bactérienne.
 - L'antibiotique choisi est efficace contre les bactéries présumées ou mises en évidence.
 - L'antibiotique choisi atteint un taux de principe actif suffisamment élevé à l'endroit cible par la voie d'administration choisie.
 - L'antibiotique choisi peut être administré à des doses adéquates pendant toute la durée du traitement.
2. Dans la mesure du possible, le choix de l'antibiotique devrait être basé sur les résultats d'un antibiogramme. Les analyses bactériologiques sont essentielles, en particulier chez les groupes de patients suivants :
 - animaux gravement malades
 - animaux immunosupprimés
 - animaux atteints d'infections chroniques
 - animaux atteints d'infections récidivantes
 - animaux atteints d'infections nosocomiales.

→ Après avoir reçu les résultats de l'antibiogramme, il faut décider s'il est nécessaire d'adapter le traitement des animaux traités au préalable et s'il est possible de passer à un principe actif ayant un spectre d'activité plus étroit.
3. Il est toujours préférable d'opter pour des préparations antibiotiques d'anciennes générations et celles qui ont un spectre d'action étroit plutôt que pour des préparations plus récentes ou à large spectre (voir « Guide thérapeutique pour les vétérinaires – Chiens et chats »).
4. En cas de traitement antibiotique empirique, l'antibiotique doit être choisi en se basant sur les recommandations actuelles, telles qu'elles figurent dans le guide thérapeutique.
5. En cas d'administration simultanée de différents antibiotiques, il convient de combiner des préparations qui agissent synergiquement et de veiller à compléter judicieusement le spectre d'action (par ex. sulfonamide + triméthoprime, antibiotique β -lactame + aminoglycoside). Les antagonismes doivent être évités à tout prix (par ex. : macrolide + lincosamide).
6. Le dosage de l'antibiotique utilisé doit être adéquat ; tout sous-dosage doit impérativement être évité.
7. Une administration correcte de l'antibiotique doit être assurée pendant toute la durée du traitement. Les propriétaires des animaux doivent être informés en conséquence.
8. L'utilisation d'antibiotiques à titre prophylactique doit être évitée. Les directives concernant l'utilisation d'antibiotiques durant la période péri-opératoire peuvent être consultées dans le « Guide thérapeutique pour les vétérinaires – Chiens et chats ».
9. Le choix de l'antibiotique et le déroulement du traitement doivent être documentés dans le dossier médical de l'animal.
10. Les antibiotiques utilisés en dernier recours chez l'homme (par ex. carbapénèmes, vancomycine, linézolide, rifampicine) **ne devraient pas être utilisés chez les animaux !** Si un établissement vétérinaire décide toutefois d'utiliser ce genre de préparations, il ne doit le faire que si toutes les conditions énumérées ci-dessous sont remplies :
 - L'animal est atteint d'une maladie potentiellement mortelle.
 - La maladie a un très bon pronostic ou de très bonnes chances de guérison.
 - Un antibiogramme démontre l'efficacité du principe actif contre l'agent pathogène incriminé.

- Aucun autre antibiotique n'est efficace contre l'agent pathogène incriminé.
- L'administration correcte de l'antibiotique à un bon dosage peut être assurée pendant toute la durée du traitement.

6.2 Antimicrobiens d'importance critique de première priorité

L'OMS a défini ce que l'on appelle des antimicrobiens d'importance critique de première priorité (*Highest Priority Critically Important Antimicrobials, HPCIA*s), qui sont particulièrement importants en médecine humaine et qui ne devraient par conséquent être utilisés que de manière très restrictive en médecine vétérinaire ! Ces HPCIA s comprennent les principes actifs suivants :

- Quinolones (par ex. enrofloxacin², marbofloxacin³, pradofloxacin⁴, difloxacin⁵, orbifloxacin)
- Céphalosporines de troisième génération ou de générations plus récentes (par ex. céfovécine⁶, ceftiofur, céfopérazone, céfquinome)
- Macrolides et kétolides (par ex. spiramycine⁷, tylosine, tulathromycine, tilmicosine)
- Glycopeptides (par ex. vancomycine)
- Polymyxines (par ex. colistine, polymyxine B).

Par ailleurs, l'Agence européenne des médicaments (*European Medicines Agency, EMA*) a publié récemment la nouvelle catégorisation des différentes classes d'antibiotiques (https://www.ema.europa.eu/en/documents/report/categorisation-antibiotics-european-union-answer-request-european-commission-updating-scientific_en.pdf) qui s'avère très utile pour le choix du traitement.

Littérature

- Faculté Vetsuisse, Association suisse pour la médecine des petits animaux (ASMPA), Société des vétérinaires suisses (SVS), Office fédéral de la sécurité alimentaire et des affaires vétérinaires (OSAV). Utilisation prudente des antibiotiques chez les chiens et les chats - guide thérapeutique pour les vétérinaires. 2019. <https://www.blv.admin.ch/blv/fr/home/tiere/tierarzneimittel/antibiotika/nationale-strategie-antibiotikaresistenzen--star--/sachgemeaesser-antibiotika-einsatz.html>. Accessed Feb 3 2020.
- World Health Organisation. Critically Important Antimicrobials for Human Medicine, 6th Revision. 2019. <https://www.who.int/foodsafety/publications/antimicrobials-sixth/en/>. Accessed Nov 28 2019.
- European Medicines Agency (EMA), Committee for Medicinal Products for Veterinary use (CVMP), Committee for Medicinal Products for Human Use (CHMP). Categorisation of antibiotics in the European Union. 2019. https://www.ema.europa.eu/en/documents/report/categorisation-antibiotics-european-union-answer-request-european-commission-updating-scientific_en.pdf. Accessed Feb 4 2020.

Préparations actuellement autorisées en Suisse pour les chiens et/ou les chats (état : mars 2020) :

- ¹ Baytril[®], Enrotron[®], Enrox[®], Powerflox[®], Xeden[®]
- ² Efex[®], Marbocyl[®], Marfloquin[®]
- ³ Veraflox[®]
- ⁴ Dicural[®]
- ⁵ Convenia[®]
- ⁶ Stomorgyl[®]

7. Stockage des médicaments

- Les médicaments doivent être conservés de manière organisée, sécurisée contre le vol et ne doivent pas être stockés en plein soleil.
- Les prescriptions de conservation figurant sur les emballages doivent toujours être respectées.
- Il faut veiller à ce que les médicaments dont la date de péremption est plus courte soient utilisés en premier.

Les locaux de stockage des médicaments doivent être équipés de manière à pouvoir respecter les instructions de stockage données par le fabricant jusqu'à la remise des médicaments. Les conditions de stockage doivent de plus être systématiquement surveillées et documentées. En cas d'écarts relatifs aux conditions de stockage, des mesures doivent être prises immédiatement et doivent également être documentées.

Les températures trop élevées (par ex. dues aux radiateurs, au rayonnement solaire direct), les températures trop basses (par ex. dues au gel) ou les grandes variations de température sont particulièrement dangereuses car elles ont un impact négatif sur la qualité des médicaments. En particulier avec les vaccins vivants, même de brefs écarts (> ou <) par rapport aux températures prescrites peuvent avoir un impact négatif sur l'efficacité des vaccins.

La plupart des médicaments doivent être stockés aux températures suivantes :

- Congélateur : inférieure à -15°C
- Réfrigérateur : 2-8°C
- Température ambiante : 15-25°C.

Pour la surveillance de la température, il faudrait utiliser des thermomètres qui affichent les températures minimale et maximale dans un laps de temps défini (thermomètre à minimum et maximum ou un enregistreur de température). Il existe aussi des thermomètres avec alarme, qui émettent un signal optique et/ou acoustique en cas d'écarts de température. Les thermomètres doivent être calibrés régulièrement. La température du réfrigérateur doit être contrôlée environ une fois par jour, la température ambiante environ une fois par semaine (respecter les prescriptions cantonales).

Lors de leur préparation, les médicaments stériles à usage parentéral devraient être munis d'une étiquette indiquant la date et, le cas échéant, l'heure de préparation. Les collyres et les pommades devraient quant à eux être munis de ces indications lors de l'ouverture de l'emballage. Les emballages ouverts devraient être clairement identifiés (par ex. avec une croix).

Les médicaments périmés ou ouverts doivent être éliminés correctement (voir chapitre 11 « Élimination des déchets »).

Littérature

- Kantonapothecker-Vereinigung Nordwestschweiz. Positionspapier H 008.02: Lagerung von Heilmitteln: Überwachung der vorgegebenen Temperaturen 2015. https://www.gef.be.ch/gef/de/index/direktion/organisation/kapa/rechtliche_grundlagen.assetref/dam/documents/GEF/KAPA/de/H008_Positionspapier_Temperaturueberwachung_Version_2.pdf. Accessed Jan 8 2020.
- Société des vétérinaires suisses (SVS). Directives concernant l'emploi judicieux des médicaments vétérinaires. 2018. https://www.gstsvs.ch/fileadmin/media/TAM/fr/TAM-Richtlinien/Richtlinien_Umgang_TAM_f.pdf. Accessed Nov 28 2019.
- Kompetenzzentrum (CoC) Hygiene und Medizinprodukte der Kassenärztlichen Vereinigungen und der Kassenärztlichen Bundesvereinigung. Hygiene in der Arztpraxis - Ein Leitfaden. 2019. https://www.kvno.de/fileadmin/shared/pdf/online/beratung/hygieneberatung/hygieneleitfaden_arzt.pdf. Accessed Dec 12 2019.

8. Opérations

8.1 Infections postopératoires des plaies

- Une bonne hygiène lors des opérations permet d'éviter les infections postopératoires des plaies et de réduire l'utilisation d'antibiotiques.
- Lorsque les infections postopératoires des plaies sont fréquentes, il faudrait en identifier les causes possibles et prendre les mesures appropriées.

Les infections postopératoires des plaies (appelées *Surgical Site Infections = SSI*) apparaissent suite à une opération et, selon la définition actuelle du *Center for Disease Control and Prevention (CDC)*, elles peuvent être classées en infections superficielles ou profondes de la zone d'incision, ou en infections d'un ou de plusieurs systèmes d'organes. D'après la définition du CDC, les infections qui se déclarent dans la zone opérée dans les 30 jours suivant l'intervention sont classées comme SSI.

De manière générale, de nombreux facteurs jouent un rôle ici. Pour l'essentiel, c'est l'équilibre entre les capacités de défenses du patient et le degré de la charge bactérienne (nombre et pathogénicité des germes introduits) qui détermine si une infection va se développer. Cela signifie notamment qu'un patient compétent peut supporter sans développer d'infection une charge bactérienne plus élevée qu'un patient dont le système immunitaire est affaibli. Afin de maintenir préventivement une faible probabilité d'infection, il faudrait donc prendre en compte tous les facteurs prédisposants.

Pour le patient, l'opération représente une situation dans laquelle l'intégrité de la peau, un des mécanismes de protection les plus efficaces contre la pénétration de germes, est rompue. Les facteurs qui affaiblissent davantage les défenses ou augmentent la charge bactérienne sont des facteurs de risque pour le développement d'infections postopératoires. En voici quelques exemples :

- La durée de l'anesthésie et/ou de l'opération.
- L'immunocompétence du patient (score ASA : à partir du score ASA 3, on présume qu'il existe un risque plus élevé, maladies concomitantes, immunosuppression due aux médicaments).
- L'ampleur et le type de la contamination intraopératoire (teneur en germes de la peau, type de germes, nombre de personnes dans la salle d'opération, mesures de protection (couverture du patient, tenue de protection OP du chirurgien), ventilation et état de la salle d'opération.

- Technique d'OP (principes de Halsted) et matériel de suture utilisé.
- Type d'OP (intervention propre, propre-contaminée, contaminée, infectée).
- Température et perfusion (pression sanguine) du patient pendant et après l'OP (plus l'hypothermie dure, plus l'impact sur le système immunitaire est important).
- La saturation en oxygène du patient.

Alors qu'en médecine vétérinaire, on a pendant longtemps utilisé principalement le type d'opération pour évaluer le risque d'infection postopératoire, cela fait déjà longtemps qu'en médecine humaine, on tient compte de la combinaison des facteurs propres au patient et des facteurs externes. Les dernières directives danoises sur les antibiotiques ont repris cette approche pour la première fois en médecine vétérinaire aussi (*Antibiotic Use Guidelines for Companion Animal Practice, 2nd ed., Danish Veterinary Association*).

Comme il est difficile d'influencer les facteurs intrinsèques en particulier (type d'OP, degré de contamination, immunocompétence du patient), l'optimisation périopératoire des facteurs extrinsèques la plus efficace possible constitue le principal pilier de la prévention des SSI.

Mesures visant à réduire les infections postopératoires des plaies dans les cliniques

1. Exigences relatives aux bâtiments
 - Utiliser les salles d'opération uniquement pour les opérations.
 - Concevoir les salles d'opération de manière à ce qu'elles soient faciles à nettoyer et à désinfecter.
 - Effectuer les soins dentaires dans des locaux séparés du bloc opératoire et pas en même temps que d'autres interventions chirurgicales.
 - Séparer la salle d'opération des zones sales (par ex. par un sas) ; les zones sales comprennent le local de préparation des patients et le local d'induction de l'anesthésie.
 - Zone séparée pour la désinfection chirurgicale des mains en dehors des salles d'opération ; les produits stériles ne doivent pas être stockés à proximité (contamination possible par des gouttelettes/éclaboussures).
 - Ventilation correcte des salles d'opération (le cas échéant, système de filtres à air laminaire, 15 x échanges d'air en 24 heures, humidité de l'air de 20-30 %, température ambiante de 20-23 °C, surpression dans la salle d'OP).

2. Préparation et prise en charge des patients

- Dans la zone sale, tondre suffisamment le pelage si possible juste avant l'opération, éviter de blesser la peau durant la tonte (pas de rasage humide).
- Préparer correctement le patient (laver la peau avec un savon doux pour la peau, la désinfecter avant l'intervention avec un antiseptique pour la peau à base d'alcool).
- Limiter autant que possible la durée de l'opération et de l'anesthésie.
- Réchauffer le patient pendant l'opération.
- Oxygéner le patient avant et après l'opération.
- Couvrir le site d'opération avec un champ stérile ; les produits à usage unique confèrent une meilleure protection que les champs réutilisables.
- Traiter systématiquement les infections de la peau avant l'intervention (en particulier lorsqu'elles se trouvent à proximité du site d'opération).
- Prélever le propofol de manière strictement aseptique et jeter immédiatement les seringues inutilisées contenant du propofol (les solutions contenant des lipides peuvent favoriser la croissance microbienne et la production d'endotoxines).
- Ne pas conserver durant la nuit les médicaments prélevés dans une seringue destinés à être administrés par voie intraveineuse lors des opérations mais les préparer fraîchement chaque jour d'opération.

3. Hygiène du personnel dans le bloc opératoire

- Utiliser des vêtements de travail et chaussures spéciaux portés uniquement dans la zone d'opération ; la chemise devrait être rentrée dans le pantalon.
- Veiller à l'hygiène correcte des mains et aux soins réguliers pour maintenir l'intégrité de la peau (voir chapitre 3.2, « Hygiène des mains »).
- Limiter à un minimum le nombre de personnes dans la salle d'opération.
- Limiter autant que possible les conversations et les déplacements.
- Toutes les personnes se trouvant dans la salle d'opération devraient porter une protection nez-bouche et une coiffe ; il n'est pas admis d'abaisser puis de remonter la protection nez-bouche ; en cas de souillure visible ou d'humidité, la protection nez-bouche doit être changée.
- Les personnes impliquées directement dans l'opération devraient porter une blouse et des gants stériles en plus de la tenue chirurgicale.
 - Utiliser une technique fermée pour enfiler les gants, idéalement enfilage avec assistance.

- Pour les interventions particulièrement critiques (fluides abondants, endoprothèses), porter le cas échéant une blouse chirurgicale renforcée sur le devant.
- Selon le type d'opération, changer de gants toutes les 30 à 150 minutes, ainsi qu'en cas de perforation et après la partie septique de l'opération ; en raison du taux élevé de perforation au cours des opérations orthopédiques, travailler en principe avec des gants orthopédiques avec indicateurs ou un double gantage.
- Garder les portes fermées pendant et après les opérations ; limiter le plus possible la circulation des personnes.

4. Technique chirurgicale

- Respecter strictement les principes de Halsted pour ne pas compromettre la cicatrisation des plaies.
- En cas de contamination de la blouse chirurgicale, du champ opératoire ou des gants pendant l'opération : changer de blouse et de gants à l'écart du champ opératoire ou couvrir le site opératoire avec un nouveau champ.
- Après avoir terminé l'opération, enlever la blouse et les gants dans la salle d'opération.
- Le vétérinaire qui pratique l'intervention ouvre avec précaution les conditionnements stériles et en retire le contenu ; pour des raisons de coûts, il est conseillé de recourir au matériel stérile seulement en cas de nécessité (pour les détails concernant le retraitement et la stérilisation des instruments, voir chapitre 4.2).
- Éviter autant que possible les drainages (ou opter de préférence pour des drainages fermés et recouverts de manière stérile).
- Limiter le plus possible le nombre d'implants et la quantité de matériel de suture (si possible, opter de préférence pour du monofil résorbable ou, le cas échéant, du matériel de suture avec revêtement antibactérien).

Parmi les facteurs mentionnés plus haut, le facteur ayant l'impact avéré le plus important est la durée de l'anesthésie. De manière générale, on peut supposer que le risque de SSI double environ toutes les 60 minutes. Une nouvelle étude portant sur les protocoles standardisés visant à prévenir les infections postopératoires lors de TPLO chez le chien a montré que chaque minute d'anesthésie augmente de 2 % le risque de SSI (Pratesi et al. 2015). Ainsi, le degré de prévention qui peut être atteint en optimisant les procédures est nettement plus important que tout effet préventif documenté jusqu'ici des antibiotiques utilisés dans la phase périopératoire au cours des opérations propres, propres-contaminées ou contaminées.

8.2 Désinfection chirurgicale des mains

1. Phase de lavage et de nettoyage

- 1** Mettre les vêtements chirurgicaux, la coiffe et la protection nez-bouche.



- 2** Enlever la saleté sous les ongles avec un cure-ongles.



- 3** Nettoyer les avant-bras, y c. les coudes, les plis du coude et les mains avec de l'eau et du savon ; n'utiliser des brosses que si les mains sont très sales et uniquement pour les ongles ; ne pas les utiliser sur les mains et les bras en raison du risque de micro-blessures de la peau.



- 4** Rincer les avant-bras pour éliminer le savon, en gardant les mains au-dessus du niveau du coude.



- 5** Sécher les avant-bras et les mains avec des essuie-mains à faible teneur en germes.

→ La phase de lavage et de nettoyage peut être omise en cas d'interventions successives de courte durée (< 60 minutes) si les mains sont restées propres.

2. Phase de désinfection



- A** Appliquer env. 5 ml (env. 3 pressions de pompe) de désinfectant dans une main (actionner le distributeur de désinfectant avec le coude de l'autre bras).



- B** Mettre le bout des doigts de l'autre main env. 5 secondes dans le désinfectant (décontamination de la face inférieure des ongles).



C Avec une main, frictionner l'autre bras jusqu'au coude jusqu'à ce que le désinfectant se soit évaporé.

D Répétez les étapes 1-3 sur l'autre bras.

E Remettre env. 5 ml de désinfectant dans une main et frictionner soigneusement les deux mains (voir les 6 étapes de l'OMS).

→ Les mains doivent être sèches avant d'enfiler les gants stériles et de mettre la blouse stérile.

→ Utiliser suffisamment de désinfectant pour humecter entièrement les avant-bras et les mains pendant toute la durée de friction indiquée par le fabricant.

→ Utiliser des préparations à frictionner à base d'alcool.

Méthode standardisée en 6 étapes selon l'OMS



1 Frotter paume contre paume.



2 Passer la paume droite sur le dos de la main gauche avec les doigts entrelacés et inversement.



3 Frotter paume contre paume en entrelaçant les doigts.



4 Frotter le dessus des doigts contre la paume de l'autre main avec les doigts fermés.



5 En effectuant un mouvement de rotation, enserrer le pouce gauche dans la paume de la main droite et inversement.



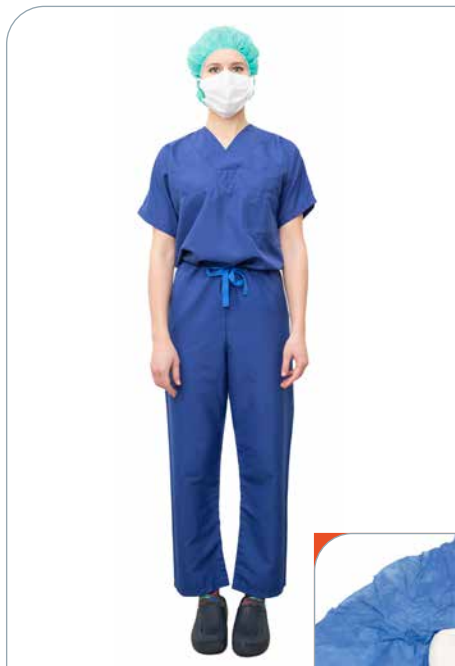
6 Frotter le bout des doigts de la main droite dans la paume gauche en effectuant un mouvement de rotation en avant et en arrière, et inversement.

8.3 Mettre la blouse stérile et enfiler les gants stériles

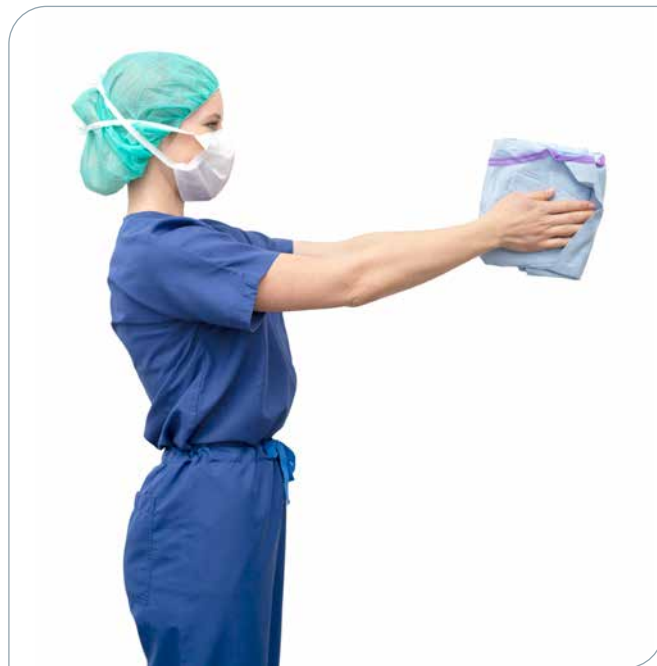
Après la désinfection chirurgicale des mains, mettre la blouse stérile et enfiler les gants stériles. Lorsque plusieurs personnes sont impliquées, idéalement une seule personne

enfile elle-même les gants stériles en utilisant la technique de gantage fermée. Le reste de l'équipe chirurgicale doit se faire aider pour mettre la tenue stérile (gantage assisté).

Mettre la blouse stérile et enfiler les gants stériles (technique fermée)



1 Mettre la tenue chirurgicale, y c. les chaussures, la protection nez-bouche et la coiffe ; préparer la blouse.



2 Saisir la blouse par l'intérieur (la blouse est pliée avec l'intérieur à l'extérieur).



3 S'éloigner de la table et des armoires et déplier la blouse avec les mains en l'air et les bras tendus.



4 Placer les mains dans les emmanchures (les mains et les doigts doivent rester à l'intérieur de la blouse stérile et ne doivent pas être visibles).





5 Un assistant se place derrière la personne et l'aide en saisissant l'intérieur de la blouse au niveau des épaules et en la tirant.



6 L'assistant ferme la blouse au niveau du cou et des lacets intérieurs dans le dos.



7

Ouvrir l'emballage de gants stériles et, à travers la manchette de la blouse, saisir le gant droit entre le pouce et l'index.



8 Placer le gant droit avec le pouce vers le bas sur l'avant-bras droit.



9 Saisir le gant avec la main gauche et l'étirer sur la manchette droite (en gardant les mains dans les manchettes).





10 Sortir le gant gauche de l'emballage et l'étirer sur la manchette gauche avec la main droite.



11 Lorsque les deux gants ont été placés sur les manchettes, sortir les mains de la blouse.



12 Saisir d'une main la bande cartonnée et de l'autre main, retirer la bande de maintien (la bande cartonnée reste accrochée au lacet long).



13 L'assistant saisit la bande cartonnée au tiers extérieur.



14 Effectuer lentement une rotation pendant que l'aide reste sur place.

Saisir le lacet long ; l'aide détache la bande cartonnée.

15



16 Nouer les deux lacets sur le côté.



Gantage assisté



1 La personne en tenue stérile saisit les gants.



2 Étirer le gant droit et le placer sur la manchette de la main droite.



3 Étirer également le gant gauche et le placer sur la manchette de la main gauche.



4 Lorsque les deux gants ont été placés sur les manchettes, sortir les mains de la blouse.

Posture correcte dans la salle d'opération



→ La partie avant de la blouse, de la poitrine jusqu'au niveau du champ stérile, peut être considérée comme stérile.

Mauvaise posture dans la salle d'opération



→ La zone sous les bras, la ligne de la nuque, les épaules, les manchettes et le dos de la blouse devraient être considérés comme non stériles, car ils peuvent être contaminés pendant l'opération.

8.4 Préparation du patient/antiseptie de la peau

La veille par le propriétaire

- Le cas échéant, faire laver l'animal avec un shampoing neutre pour la peau sans agents antibactériens pour éliminer les souillures grossières (pour les interventions électives).

Durant la préparation (après l'induction de l'anesthésie)

- Tondre largement (ne pas raser !) le site opératoire, si possible juste avant l'opération, en évitant à tout prix de blesser la peau (utiliser des têtes de coupe neuves ou fraîchement nettoyées).
- Laver le site opératoire avec une lotion de lavage prête à l'emploi, puis le sécher.
- Le cas échéant, rincer le prépuce avec un antiseptique approprié.
- Couvrir le site opératoire avec un champ stérile avant le transport en salle d'opération.

Dans la salle d'opération

- Avant l'antiseptie de la peau, il faudrait positionner correctement l'animal, puis en dernier, ôter le champ stérile temporaire.
- La personne qui désinfectera le champ opératoire se désinfecte hygiéniquement les mains et enfile des gants.
- Frictionner la peau avec un antiseptique pour la peau à base d'alcool depuis le centre vers la périphérie, puis jeter la compresse et recommencer depuis le centre avec une nouvelle compresse (tenir la compresse avec une pince stérile ou une main gantée).

→ Il faudrait utiliser suffisamment d'antiseptique pour assurer une humidification complète de la peau pendant tout le temps d'action prescrit, mais l'antiseptique ne doit pas couler sur le patient ni former de flaque.

Choix de l'antiseptique pour la peau

Actuellement, on recommande principalement les antiseptiques pour la peau à base d'alcool. Les additifs antiseptiques à effet rémanent tels que la chlorhexidine (Chx) ou l'octénidine (Oct) peuvent prolonger l'effet désinfectant. On utilise également des combinaisons d'alcool et de povidone iodée (PVP). Cependant, la combinaison à privilégier à l'heure actuelle fait l'objet de controverses et même les préparations à base d'alcool uniquement sont suffisamment efficaces (par ex. solutions hydroalcooliques). Étant donné que les résistances décrites concernent surtout la Chx et que cette dernière peut également induire des résistances croisées aux antibiotiques, l'utilisation de Chx fait l'objet de considérations de plus en plus critiques.

En outre, lors du choix de l'antiseptique, il faut également tenir compte de la partie du corps qui entre en contact avec la préparation. Lors d'utilisation de Chx et Oct, il convient de noter qu'ils sont toxiques pour les yeux et pour

l'oreille interne. Les préparations qui contiennent de l'Oct ne sont pas recommandées chez les patients qui ont des plaies ouvertes, car elles peuvent provoquer de graves irritations si l'écoulement de la substance n'est pas garanti (il existe une mise en garde officielle du fabricant à ce sujet, la responsabilité incombe donc dans ce cas à l'utilisateur). Pour l'antiseptie du scrotum ou des muqueuses, il faudrait éviter les préparations contenant de l'alcool.

Induction de la narcose et intubation

- Une désinfection hygiénique des mains doit être réalisée avant et après l'intubation.
- Des gants à usage unique devraient être portés pour l'intubation.
- Éviter la contamination du tube trachéal.
- Il est recommandé d'utiliser des filtres respiratoires à usage unique pour chaque patient.

8.5 Nettoyage et désinfection de la salle d'opération

Mesures à prendre dans la salle d'opération avant le début de l'utilisation

- Désinfection par essuyage de toutes les surfaces et lampes.

Application des mesures de désinfection après chaque intervention

- Collecter les instruments et le linge sale.
- Désinfecter par essuyage toutes les surfaces proches du patient (lampes d'OP, tables d'OP et tables à instruments, tapis chauffants, équipement d'anesthésie, etc.) ainsi que toutes les autres surfaces contaminées.
- Désinfecter le sol s'il a été contaminé.

→ Les préparatifs pour la prochaine opération ne peuvent être entrepris qu'une fois toutes les mesures de désinfection terminées.

→ La désinfection a déployé son effet lorsque les surfaces sont sèches !

Mesures à prendre après la dernière opération du jour

- Désinfecter la poubelle par essuyage.
- Inspecter toute l'installation, y c. les parois, le plafond, les portes pour identifier les souillures éventuelles et les nettoyer si nécessaire.
- Désinfecter minutieusement tous les appareils (désinfecter les appareils délicats d'après les indications du fabricant).
- Désinfecter par essuyage les tables, les portes des armoires, les surfaces de rangement, les supports, les lampes, etc. (faire rouler les tables sur roulettes à travers une petite flaque de désinfectant au sol).
- Nettoyer et désinfecter le sol.

Littérature

- Fossum TW., Dewey CW., Horn CV., Johnson AL., MacPhail CM., Radlinsky MG. et al. *Small Animal Surgery - 4th Edition*. St. Louis, Missouri : Elsevier ; 2013.
- Tobias KM., Johnston SA. *Veterinary Surgery Small Animal*. St. Louis, Missouri : Elsevier ; 2012.
- Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (KRINKO) à l'Institut Robert Koch (RKI). Prävention postoperativer Wundinfektionen. *Bundesgesundheitsblatt Gesundheitsforschung Gesundheitsschutz*. 2018(61) : 448-73.
- World Health Organisation. WHO Guidelines on Hand Hygiene in Health Care. 2009. <https://www.who.int/publications/i/item/who-guidelines-on-hand-hygiene-in-health-care>. Accessed 25 Oct 2019.
- Canadian Committee on Antibiotic Resistance, Canadian Veterinary Medical Association, Canadian Centre for Public Health and Zoonoses. *Infection Prevention and Control Best Practices - For Small Animal Veterinary Clinics*. 2008. <https://www.wormsandgermsblog.com/files/2008/04/CCAR-Guidelines-Final2.pdf>. Accessed Feb 3 2020.
- Faculté Vetsuisse, Association suisse pour la médecine des petits animaux (ASMPA), Société des vétérinaires suisses (SVS), Office fédéral de la sécurité alimentaire et des affaires vétérinaires (OSAV). *Utilisation prudente des antibiotiques chez les chiens et les chats - guide thérapeutique pour les vétérinaires*. 2019. <https://www.blv.admin.ch/blv/fr/home/tiere/tierarzneimittel/antibiotika/nationale-strategie-antibiotikaresistenzen--star--/sachgemaesser-antibiotikaeinsatz.html>. Accessed Feb 3 2020.
- Companion Animal Group (Danish Veterinary Association). *Antibiotic Use Guidelines for Companion Animal Practice (2nd ed.)*. 2019. https://www.ddd.dk/media/2175/assembled_final.pdf. Accessed Jan 27 2020.
- Harnoss JC., Kramer A., Heidecke CD., Assadian O. [What is the appropriate time-interval for changing gloves during surgical procedures]. *Zentralbl Chir*. 2010 ; 135(1) : 25-7.
- Pratesi A., Moores AP., Downes C., Grierson J., Maddox TW. Efficacy of Postoperative Antimicrobial Use for Clean Orthopedic Implant Surgery in Dogs : A Prospective Randomized Study in 100 Consecutive Cases. *Vet Surg*. 2015 ; 44(5) : 653-60.
- Bashaw MA., Keister KJ. Perioperative Strategies for Surgical Site Infection Prevention. *AORN J*. 2019 ; 109(1) : 68-78.
- Kampf G. Antibiotic Resistance Can Be Enhanced in Gram-Positive Species by Some Biocidal Agents Used for Disinfection. *Antibiotics (Basel)*. 2019 ; 8(1).
- Kampf G. Biocidal Agents Used for Disinfection Can Enhance Antibiotic Resistance in Gram-Negative Species. *Antibiotics (Basel)*. 2018 ; 7(4).
- Asimus E., Palierne S., Blondel M., Pollet V., Ferran A., Bousquet-Melou A., et al. Comparison of hydroalcoholic rubbing and conventional chlorhexidine scrubbing for aseptic skin preparation in dogs. *Vet Surg*. 2019 ; 48(8) : 1466-72.
- Melekwe GO., Uwagie-Ero EA., Zoaka HA., Odigie EA. Comparative clinical effectiveness of preoperative skin antiseptic preparations of chlorhexidine gluconate and povidone iodine for preventing surgical site infections in dogs. *Int J Vet Sci Med*. 2018 ; 6(1) : 113-6.
- Addie DD., Boucraut-Baralon C., Egberink H., Frymus T., Gruffydd-Jones T., Hartmann K., et al. Disinfectant choices in veterinary practices, shelters and households : ABCD guidelines on safe and effective disinfection for feline environments. *J Feline Med Surg*. 2015 ; 17(7) : 594-605.

9. Prévention et contrôle des infections lors des procédures de travail spécifiques

9.1 Injections et ponctions

- Une mauvaise hygiène lors des injections et des ponctions peut entraîner une dissémination des germes, ce qui peut entraîner la formation d'un abcès au site d'injection, une thrombophlébite ou même une septicémie.
- Les médicaments qui sont instables ou qui se contaminent rapidement (par ex. dans les ampoules) ne doivent être ouverts que juste avant l'injection.
- Les infections, les lésions cutanées et les maladies de la peau à proximité du site d'injection/de ponction constituent une contre-indication aux injections/ponctions (à l'exception des ponctions réalisées à des fins diagnostiques ou thérapeutiques, par ex. en cas d'abcès).

Préparation des médicaments

- Procéder à une inspection visuelle du produit pour détecter la présence de décolorations, de turbidité et de défauts. Les produits qui présentent des anomalies ne doivent pas être utilisés et devraient être signalés au fabricant.
- Se désinfecter hygiéniquement les mains et désinfecter les surfaces de travail par essuyage.
- Désinfecter l'opercule en caoutchouc du flacon avec un désinfectant à base d'alcool et laisser sécher complètement (sauf si le fabricant garantit la stérilité sous le couvercle).
- Sortir les seringues et les aiguilles de leur conditionnement stérile en utilisant la technique du « peel off » (séparer le plastique du papier en tirant sur les rabats prévus à cet effet).
- Prélever le médicament du récipient de manière aseptique.

Utiliser une nouvelle seringue et une nouvelle aiguille pour chaque patient et chaque prélèvement.

Les médicaments ne devraient être préparés et prélevés que juste avant l'administration prévue, faute de quoi les germes pourraient se multiplier.

Réalisation

1. Désinfection de la peau

- Aucune antiseptie de la peau n'est nécessaire pour les injections intramusculaires et sous-cutanées, les injections intraveineuses uniques et les prises de sang.
- Pour les ponctions et les injections intraveineuses répétées : tondre le site d'injection, ôter les poils

tondus, se désinfecter hygiéniquement les mains, procéder à l'antiseptie de la peau.

- Pour les injections/ponctions intraarticulaires : préparation aseptique du site de ponction et réaliser la ponction de manière aseptique.

2. Injections / ponctions

- Porter des gants en cas de contact possible avec des fluides corporels (par ex. prises de sang) et des animaux suspectés d'être atteints de maladies infectieuses ; utiliser des gants stériles pour les injections/ponctions aseptiques.
- Après utilisation, jeter directement les aiguilles dans les récipients prévus à cet effet, où elles peuvent être détachées des seringues sans utiliser les mains.
- Éviter de reboucher les aiguilles (« recapping ») en raison du risque de blessure.

9.2 Cathéters veineux périphériques à demeure et solutions de perfusion

- Une désinfection hygiénique des mains doit être effectuée avant et après chaque manipulation des accès périphériques et des sets ou accessoires de perfusion.
- Respecter une asepsie stricte lors de la pose d'un cathéter à demeure.
- Vérifier chaque jour qu'il existe bien une indication pour un cathéter à demeure ; si ce n'est pas le cas, le cathéter doit être retiré immédiatement.
- Contrôler le site d'insertion du cathéter au moins une fois par jour pour identifier des signes éventuels de phlébites ; en cas de signes de phlébite, le cathéter doit être retiré immédiatement (remplacer également tout le set de perfusion).
- Les déconnexions devraient être réduites à un minimum et être évitées autant que possible.

L'utilisation incorrecte des cathéters à demeure peut entraîner des taux élevés de bactériémies nosocomiales ; il est par conséquent essentiel de manipuler de manière hygiéniquement irréprochable les cathéters à demeure. Parmi les sources de bactéries, on compte notamment les solutions de perfusion contaminées, la peau du patient ou les mains du personnel soignant. Une bonne antiseptie de la peau et une bonne hygiène des mains contribuent grandement à réduire les risques.

Pose du cathéter à demeure

- Raser largement la zone de ponction prévue, ôter soigneusement les poils rasés.
- Se désinfecter hygiéniquement les mains.
- Antiseptie de la peau - respecter le temps d'action.
- Ne plus toucher le point d'insertion avant la ponction de la veine.

→ Si l'on s'attend à une contamination des mains par du sang, il faudrait porter des gants à usage unique, en particulier avec les patients atteints de zoonoses (par ex. leishmaniose) ; se désinfecter les mains avant d'enfiler les gants et après les avoir retirés.

Fixer le cathéter à demeure

- Recouvrir le point d'insertion du cathéter à demeure avec un pansement propre, puis le fixer si nécessaire avec des bandelettes adhésives.
- Poser un pansement.

Entretien des cathéters à demeure

- Se désinfecter hygiéniquement les mains avant et après chaque manipulation du cathéter à demeure.
- Au moins une fois par jour, changer le pansement et contrôler le point d'insertion et vérifier que le membre n'est pas enflé, rougi ou douloureux.

Remplacement des cathéters à demeure, y c. du set de perfusion

- Remplacer systématiquement le cathéter à demeure, y c. le set de perfusion en cas de constat ou de suspicion de phlébite ou de bactériémie associée à la voie i.v.
- Si le cathéter a été inséré de manière aseptique et que le cathéter à demeure a été manipulé de manière strictement hygiénique, il est possible de renoncer à remplacer le cathéter à intervalle fixe. En médecine vétérinaire, on recommande généralement un intervalle de 3 jours (pour les cathéters à demeure, y c. le set de perfusion).
- Contrôler l'indication chaque jour ; si l'indication manque, retirer immédiatement le cathéter à demeure.
- Ne pas utiliser les sets de transfusion pendant plus de 4 heures.

Procédure à suivre avec les solutions de perfusion

- Se désinfecter hygiéniquement les mains avant la préparation.
- Recommandation : ne pas préparer la solution de perfusion plus d'une heure avant le début de l'administration.
- Effectuer la purge de la tubulure juste avant l'administration de la perfusion.

Connexion/déconnexion des systèmes de perfusion

- Limiter les déconnexions au strict minimum.
- Se désinfecter hygiéniquement les mains avant la connexion/déconnexion.
- Utiliser de nouveaux bouchons stériles à chaque déconnexion.

Administration de médicaments/solutions de perfusion

- Lors de l'application de médicaments par la tubulure de perfusion, désinfecter la membrane au préalable ; lors d'injection directement via le cathéter à demeure, fermer ce dernier avec un nouveau bouchon stérile après chaque administration.
- Avant et après l'administration de médicaments, effectuer un rinçage avec une solution de NaCl stérile à 0,9 % ; aucun mélange de médicaments ne doit se produire dans la tubulure de perfusion.

9.3 Cathéters urinaires

- Poser les cathéters urinaires seulement après une indication stricte et les retirer dès que possible ; plus le cathéter reste posé longtemps, plus le risque d'infection augmente.
- Respecter une asepsie stricte lors de la pose de cathéters urinaires.
- Se désinfecter hygiéniquement les mains avant et après chaque manipulation du cathéter urinaire et du système collecteur (il faudrait également porter des gants).
- Le sac collecteur d'urine doit toujours se trouver sous l'animal ; éviter à tout prix un reflux d'urine dans la vessie depuis le système collecteur.
- Dans la mesure du possible, ne pas administrer de traitement antibiotique aux animaux porteurs d'un cathéter urinaire (exceptions : par ex. les animaux avec une septicémie ou de maladies critiques similaires).

Les infections liées aux cathéters urinaires comptent parmi les infections nosocomiales les plus fréquentes. La partie distale de l'urètre, le prépuce ainsi que le vagin sont colonisés par des organismes commensaux. Le cathéter urinaire peut entraîner une ascension rétrograde de ces germes dans les zones stériles des voies urinaires. Pour prévenir les infections, il est essentiel de procéder à une antiseptie minutieuse de la vulve ou de la zone préputiale et de poser le cathéter urinaire de manière aseptique.

Mesures de prévention des infections

- Contrôler la zone de la vulve ou du prépuce une fois par jour et la nettoyer si elle est sale.
- Procéder à des manipulations du système seulement après s'être désinfecté les mains et avoir enfilé des gants propres.
- Il est absolument essentiel de maintenir le système stérile constamment fermé.
- S'il n'est pas possible d'éviter une déconnexion, désinfecter au préalable le point de connexion par essuyage avec une préparation à base d'alcool.
- Dans la plupart des cas, les rinçages sont contre-indiqués. S'ils s'avèrent nécessaires, respecter une technique de travail aseptique.
- Le sac collecteur d'urine ne doit jamais être suspendu au-dessus du niveau de la vessie et le tube de drainage ne doit pas se plier. Éviter à tout prix le reflux dans la vessie de l'urine se trouvant dans le système collecteur. Cela s'applique également pendant le transport ou l'examen de l'animal.
- Vider le sac collecteur en temps utile, porter des gants à usage unique lors de la vidange.

Analyses bactériologiques et utilisation d'antibiotiques

Une analyse bactériologique de l'urine est indiquée seulement en cas de symptômes cliniques ainsi qu'en cas de fièvre ou de bactériémie d'origine inconnue. Une culture de la pointe du cathéter n'est pas recommandée car une colonisation du cathéter ne devrait pas systématiquement être assimilée à une infection clinique. Si une culture bactériologique s'avère indiquée, l'urine devrait si possible être prélevée par cystocentèse ; sinon, le prélèvement peut être effectué à l'aide d'un nouveau cathéter à urine et après avoir jeté 3 à 5 ml d'urine.

Les animaux porteurs d'un cathéter urinaire ne doivent pas être traités avec des antibiotiques tant que le cathéter reste en place car cela peut augmenter le risque d'infection par des bactéries résistantes et des champignons. Les exceptions concernent notamment les animaux atteints de septicémie ou d'autres maladies critiques similaires.

Pose du cathéter urinaire

- Préparer le matériel (stérile).
- Tondre largement la zone du prépuce ou de la vulve, éliminer soigneusement les poils tondus.
- Se désinfecter les mains et enfiler des gants propres.
- Procéder à l'antisepsie de la peau et des muqueuses.
- Enlever les gants et procéder à une désinfection chirurgicale des mains.
- Enfiler des gants stériles.
- Poser un champ stérile fendu.
- Chez le chien mâle : l'aide fait sortir le pénis du prépuce (avec des gants, sans contaminer la zone de peau et de muqueuse désinfectée).
- Chez le matou : la personne qui pose le cathéter fait sortir le pénis du prépuce.

- Chez la chatte/chienne : localiser le méat urétral sous contrôle visuel avec un spéculum stérile ou par palpation.
- Lubrifier le cathéter avec un gel stérile.
- Introduire le cathéter sans toucher les surfaces non stériles.
- Fixer le cathéter par suture ou le bloquer en remplissant le ballonnet de Foley avec du NaCl stérile.
- Connecter le cathéter à un système urinaire fermé.
- Enlever les gants et procéder à une désinfection hygiénique des mains.

Retrait / changement du cathéter urinaire

Les cathéters urinaires ne doivent pas être changés systématiquement à intervalles fixes mais lorsque cela s'avère nécessaire (par ex. en cas de fortes souillures et d'obstructions). Ne les laisser en place que tant qu'il y a une indication pour cela. Plus le cathéter reste longtemps en place, plus le risque d'infection augmente.

9.4 Changement de pansement

- Se désinfecter hygiéniquement les mains avant et après le changement de pansement.
- Recommandation : porter des gants stériles pour traiter les plaies profondes et les plaies impliquant des structures vitales ; pour les plaies superficielles, des gants propres non stériles suffisent.
- Traiter les plaies ne présentant pas de signes d'infection avant les plaies (éventuellement) infectées.

Effectuer le changement de pansement

Le changement de pansement devrait toujours être effectué par 2 personnes (la 1^{re} personne effectue le changement de pansement et la deuxième personne immobilise le patient).

- Placer les conteneurs à déchets.
- Se désinfecter hygiéniquement les mains.
- Le cas échéant, revêtir une tenue de protection (par ex. protection nez-bouche en cas de refroidissements, de plaies étendues ; blouse de protection en cas de plaies très étendues, infectées).
- Aménager la surface de travail (préparer le matériel, le cas échéant, préparer un liquide de rinçage).
- Enlever et éliminer immédiatement le pansement (en cas de forte souillure, porter des gants à usage unique déjà à ce stade).
- Se désinfecter hygiéniquement les mains et enfiler des gants propres ou stériles.
- Le cas échéant, traiter la plaie.
- Le cas échéant, laver la plaie (solution saline stérile ou solution de lactate de Ringer stérile) ou traiter antiseptiquement la plaie avec un antiseptique approprié en cas d'infection locale (respecter le temps d'action).

Les substances recommandées sont le polyhexanide, l'acide hyperchloreux, l'octénidine à condition d'être utilisée correctement et d'être rincée après application (cette substance doit être utilisée avec prudence en raison de son potentiel à entraîner des nécroses ; les instructions d'utilisation du fabricant doivent impérativement être respectées).

- Poser un pansement et, le cas échéant, un autre bandage.
- Éliminer le matériel utilisé.
- Enlever les gants et se désinfecter hygiéniquement les mains.
- Nettoyer et désinfecter les surfaces de travail et, le cas échéant, le chariot de pansement.

Des informations plus détaillées concernant le traitement des plaies et l'antisepsie des plaies peuvent être consultées dans les manuels habituels de chirurgie et de traitement des plaies (voir littérature).

Analyses bactériologiques

Les plaies ouvertes sont en fait toujours contaminées et, d'après la dernière directive de l'Association européenne de soins des plaies (*European Wound Management Association, EWMA*), on ne peut présumer qu'une décontamination durable soit possible. Un traitement antibiotique n'est indiqué que pour les plaies infectées au niveau local ou systémique ou pour les infections postopératoires des plaies. Un écouvillon doit toujours être prélevé (technique de Levine) au préalable pour une analyse bactériologique et un antibiogramme afin de pouvoir effectuer un traitement antibiotique ciblé.

9.5 Traitements dentaires

Les mesures de protection devraient tenir compte de la formation d'aérosols et de la contamination potentielle de l'air avec des germes pathogènes. Lors des traitements dentaires, il faudrait par conséquent toujours porter une protection du visage (par ex. protection nez-bouche et lunettes de protection), une blouse de protection et des gants. De plus, les traitements dentaires devraient être effectués dans des locaux où aucune autre intervention n'est pratiquée et dans lesquels il y a le moins de patients et de personnes possible. Il est indiqué de désinfecter les surfaces contaminées après chaque patient.

9.6 Obstétrique

Les agents zoonotiques (par ex. *Brucella canis*, *Coxiella burnetii*) peuvent être transmis par contact avec le liquide amniotique, les mort-nés et les nouveaux-nés infectés. Il est par conséquent indiqué de porter des gants, une blouse de protection (idéalement imperméable) et une protection du visage (par ex. protection nez-bouche et lunettes de protection) lors des interventions d'obstétrique. En cas de suspi-

cion de *Coxiella burnetii*, il faudrait en plus porter un masque de protection respiratoire (FFP2).

9.7 Autopsies

Dans la mesure du possible, les autopsies ne devraient pas être pratiquées dans des endroits où d'autres patients ou personnes sont présents. Si ce n'est pas possible, la zone devrait au moins être minutieusement nettoyée et désinfectée après l'autopsie. Une tenue de protection appropriée (par ex. gants résistants aux coupures, blouse de protection, protection du visage) doit être portée lors de l'autopsie.

Littérature

- Kompetenzzentrum (CoC) Hygiene und Medizinprodukte der Kassenärztlichen Vereinigungen und der Kassenärztlichen Bundesvereinigung. Hygiene in der Arztpraxis - Ein Leitfaden. 2019. https://www.kvno.de/fileadmin/shared/pdf/online/beratung/hygieneberatung/hygieneleitfaden_arzt.pdf. Accessed Dec 12 2019.
- Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention RKI. [Public health requirements in punctures and injections]. Bundesgesundheitsblatt Gesundheitsforschung Gesundheitsschutz. 2011 ; 54(9) : 1135-44.
- Canadian Committee on Antibiotic Resistance, Canadian Veterinary Medical Association, Canadian Centre for Public Health and Zoonoses. Infection Prevention and Control Best Practices - For Small Animal Veterinary Clinics. 2008. <https://www.wormsandgermsblog.com/files/2008/04/CCAR-Guidelines-Final2.pdf>. Accessed Feb 3 2020.
- Stull JW, Bjorvik E, Bub J, Dvorak G, Petersen C, Troyer HL. 2018 AAHA Infection Control, Prevention, and Biosecurity Guidelines. J Am Anim Hosp Assoc. 2018 ; 54(6) : 297-326.
- Weese JS, Blondeau J, Boothe D, Guardabassi LG, Gumley N, Papich M, et al. International Society for Companion Animal Infectious Diseases (ISCAID) guidelines for the diagnosis and management of bacterial urinary tract infections in dogs and cats. Vet J. 2019 ; 247 : 8-25.
- Nollf M. Modernes Wundmanagement bei Hund und Katze. Stuttgart: Thieme Verlag ; 2019.
- Fossum TW, Dewey CW, Horn CV, Johnson AL, MacPhail CM, Radlinsky MG, et al. Small Animal Surgery - 4th Edition. St. Louis, Missouri : Elsevier ; 2013.
- Tobias KM, Johnston SA. Veterinary Surgery: Small Animal. St. Louis, Missouri : Elsevier ; 2012.
- Holmstrom SE, Bellows J, Juriga S, Knutson K, Niemiec BA, Perrone J, et al. 2013 AAHA dental care guidelines for dogs and cats. J Am Anim Hosp Assoc. 2013 ; 49(2) : 75-82.

10. Linge sale

- Le linge provenant d'un établissement vétérinaire devrait être lavé dans une machine à laver interne comprenant un programme de désinfection ou dans une blanchisserie spécialisée.
- Le linge sale ne devrait être touché qu'avec des gants (y c. désinfection ultérieure des mains).

10.1 Collecte du linge sale

- Éliminer à la main les souillures grossières avant le lavage (utiliser des gants et des chiffons à usage unique).
- Déplacer et secouer le linge sale le moins possible.
- Mettre si possible le linge sale directement dans un sac ou un panier de lavage (pas sur le sol).
- Stocker le linge sale séparément du linge propre.
- Utiliser de préférence des conteneurs séparés pour le linge sale et le linge propre (par ex. avec des couleurs distinctes ou clairement étiquetés).
- Laver ou désinfecter le sac ou panier de lavage après chaque utilisation.
- Les paniers de lavage devraient être faciles à désinfecter (surface lisse, pas de rainures/trous).

10.2 Procédure de lavage

Lors de l'achat du lave-linge, il faudrait veiller à acheter une machine dotée d'un programme de désinfection, car ce sont généralement les seules machines qui disposent d'un temps de maintien de la température défini et qui peuvent garantir le rapport de bain requis (rapport entre le volume de linge mis dans la machine et le volume d'eau). Pour les lave-linge domestiques conventionnels, il faudrait demander les détails du programme au fabricant et lui demander si le temps de maintien de la température peut être adapté si nécessaire.

Les procédures de lavage suivantes sont considérées comme désinfectantes :

- Désinfection thermique : min. 10 minutes à 90 °C / min. 15 minutes à 85 °C.
- Désinfection chimico-thermique : utilisation d'un produit de lavage désinfectant (par ex. à base de peroxyde, de chlore actif) ; respecter les indications du fabricant concernant la température, le temps d'action, le rapport de bain.

Le programme de lavage désinfectant devrait être utilisé systématiquement pour le linge et les textiles contaminés utilisés pour le nettoyage et la désinfection. Aucune mesure spéciale n'est nécessaire pour le lavage du linge non contaminé. Toutefois, comme il est souvent difficile de différencier le linge contaminé du linge non contaminé, il est judicieux de laver systématiquement à haute température (habituellement, programme de lavage à 95 °C) le linge non délicat du cabinet avec un produit de lavage pour les cliniques. Le linge du cabinet qui ne peut être lavé qu'à basse température devrait être lavé avec un produit de lavage désinfectant (disponible pour le linge à partir de 40 °C).

Le linge ne doit être considéré comme propre que lorsqu'il est sec. Le séchage dans le sèche-linge contribue beaucoup à éliminer les microorganismes, raison pour laquelle il faudrait choisir le niveau de chaleur le plus élevé possible.

Les interrupteurs et le panneau de commande du lave-linge ainsi que les surfaces de travail utilisées devraient être désinfectés régulièrement. S'il existe un risque élevé de contamination, désinfecter également systématiquement le joint en caoutchouc du lave-linge avant de laver le prochain lot de linge.

Lors de la manipulation du linge sale, les vêtements de travail devraient être protégés par un tablier qui doit être changé ou lavé au moins une fois par jour et lorsqu'il est sale.

10.3 Linge des patients potentiellement infectieux

Le linge des patients potentiellement infectieux devrait être lavé et séché séparément. Pour ce linge, utiliser systématiquement la procédure de lavage désinfectant. Le linge devrait être lavé dès que possible ou, sinon, être conservé au frais pour éviter une multiplication des germes.

Porter systématiquement une tenue de protection (par ex. blouse de protection, gants à usage unique) lors de la manipulation du linge potentiellement infectieux. En outre, toutes les surfaces de contact doivent être désinfectées par essuyage.

Il peut s'avérer judicieux de vaporiser du désinfectant pour textiles sur le linge avant le transport (éviter d'inhaler les aérosols) pour réduire la contamination de l'environnement. Alternative : faire tremper le linge par exemple pendant 10 à 15 min. dans un agent de blanchiment (9 parts d'eau, 1 part d'agent de blanchiment).

Pour le transport, le linge devrait être collecté dans un récipient en plastique fermé (par ex. sac en plastique) étiqueté. Il est également possible d'acheter des sacs en plastique spéciaux qui se dissolvent pendant le lavage et qui peuvent donc être mis directement dans le lave-linge avec le linge infectieux.

Un bon échange d'informations est essentiel, en particulier dans les grands établissements. Tous les collaborateurs chargés du lavage doivent toujours être informés si le linge provient d'un patient potentiellement infectieux.

Littérature

- Kompetenzzentrum (CoC) Hygiene und Medizinprodukte der Kassenärztlichen Vereinigungen und der Kassenärztlichen Bundesvereinigung. Hygiene in der Arztpraxis - Ein Leitfaden. 2019. https://www.kvno.de/fileadmin/shared/pdf/online/beratung/hygieneberatung/hygieneleitfaden_arzt.pdf. Accessed Dec 12 2019.
- Canadian Committee on Antibiotic Resistance, Canadian Veterinary Medical Association, Canadian Centre for Public Health and Zoonoses. Infection Prevention and Control Best Practices - For Small Animal Veterinary Clinics. 2008. <https://www.wormsandgermsblog.com/wp-includes/ms-files.php?file=2008/04/CCAR-Guidelines-Final2.pdf>. Accessed Feb 3 2020.

11. Élimination des déchets

- L'élimination des déchets animaux (par ex. cadavres) est en grande partie réglementée dans la loi sur les épizooties (LFE) et dans l'ordonnance concernant l'élimination des sous-produits animaux (OSPA).
- Les informations sur l'élimination des déchets médicaux pour lesquels la LFE et l'OSPA ne prévoient pas de réglementation peuvent être consultées dans le document d'aide à l'exécution « Élimination des déchets médicaux » (Office fédéral de l'environnement) [déchets présentant un danger de blessure (*sharps*), médicaments périmés, cytostatiques, etc.].

11.1 Cadavres

- Élimination des cadavres / clos d'équarrissage.
- Les cadavres jusqu'à 10 kg peuvent être enfouis dans un terrain de propriété privée (pour les détails, voir l'ordonnance concernant les sous-produits animaux, art. 25, annexe 7).
- Les animaux de compagnie peuvent être enfouis dans des cimetières pour animaux.
- Crémation dans les crématoires pour animaux.

Font partie des déchets présentant un danger de contamination (déchets médicaux spéciaux) :

- Déchets de sang, sécrétions et excréments d'origine humaine ou animale ou déchets contenant des quantités importantes de sang, de sécrétions ou d'excréments (par ex. poches de sang pour transfusion ou poches à urine non vidées ou ne pouvant pas être vidées, préparations sanguines périmées, échantillons de sang, pansements fortement imbibés de sang, drainages d'abcès).
 - Nota bene : certains fluides corporels (sang, urine, pus, liquides de drainage et liquides prélevés par aspiration) dans des récipients faciles à vider peuvent être éliminés directement dans l'évier ; rincer l'évier avec suffisamment d'eau et éventuellement le désinfecter.
- Cadavres contaminés d'animaux (d'expérience) (par ex. cadavres d'animaux utilisés dans des expériences médicales, contamination par des traitements avec des substances chimiques ou des organismes pathogènes ou génétiquement modifiés).
 - Nota bene : un traitement habituel dans un cabinet vétérinaire est considéré comme une contamination chimique insignifiante, ces animaux peuvent par conséquent être éliminés par les voies habituelles.

Font partie des déchets infectieux (déchets médicaux spéciaux) :

- Les fluides corporels, les excréments et sécrétions ainsi que les déchets qui contiennent des matières, substances ou milieux en quantités importantes qui présentent un risque de propagation d'agents infectieux (par ex. en cas de contamination des déchets par des maladies transmissibles à haut risque telles que la rage, la tuberculose ou d'autres déchets infectés par des prions).

11.2 Déchets présentant un danger de blessure (*sharps*)

→ *canules et aiguilles de toutes sortes, mandrins, ampoules, lames de scalpel, tubes de verre sans contenu, lames porte-objets en verre, etc.*

- Collecte dans des récipients testés, résistants à la perforation (épaisseur de la paroi), imperméables aux liquides et ne pouvant plus être rouverts une fois fermés.
- De manière générale, éviter d'utiliser de vieux récipients pour la collecte des sharps (par ex. les bidons ou les flacons de perfusion ne résistent en général pas aux perforations et ne conviennent donc pas, de même que les conteneurs en verre).
- Les conteneurs de collecte doivent être étiquetés de manière claire et visible (par ex. « Attention sharps »).
- Ces déchets doivent être stockés dans un endroit accessible uniquement au personnel spécialisé.
- Les sharps sont éliminés de manière contrôlée dans une usine d'incinération des ordures ménagères ou dans une usine d'incinération des déchets spéciaux (service d'enlèvement par les entreprises d'élimination spécialisées).

11.3 Médicaments périmés

→ *tous les produits médicamenteux qui ne peuvent être obtenus que dans le commerce spécialisé (par ex. les pharmacies, cabinets médicaux ou vétérinaires, industrie pharmaceutique), y c. les emballages de médicaments contenant encore des médicaments ou contaminés par des médicaments, ainsi que les médicaments homéopathiques et de médecine alternative périmés qui contiennent des substances inconnues ou dangereuses (par ex. des métaux lourds).*

Les médicaments qui peuvent également être achetés dans le commerce non spécialisé (par ex. thés médicinaux, comprimés de vitamines, comprimés de Mg) ne sont pas considérés comme médicaments périmés au sens de la réglementation sur les déchets ; ils peuvent être éliminés avec les déchets urbains.

- Les médicaments périmés doivent être collectés dans des récipients appropriés.
- Leur stockage provisoire s'effectue dans un endroit accessible uniquement au personnel de l'établissement / au personnel spécialisé.
- Les médicaments périmés ne doivent jamais être éliminés avec les eaux usées (toilettes, éviers).
- L'élimination des médicaments périmés s'effectue de manière contrôlée dans une usine d'incinération des ordures ménagères, dans une usine d'incinération des déchets spéciaux ou dans une autre usine d'incinération appropriée (service d'enlèvement par les entreprises d'élimination spécialisées).
- L'élimination des stupéfiants s'effectue de manière contrôlée et surveillée dans une usine d'incinération appropriée de l'autorité cantonale de contrôle et conformément à l'exécution cantonale.
- Les quantités importantes de vaccins doivent être stérilisées/désinfectées/inactivées avant d'être éliminées.

11.4 Déchets cytostatiques

→ *médicaments contenant des substances cytostatiques, cytostatiques périmés et matériaux fortement contaminés par des cytostatiques (utilisation, fabrication, préparation).*

- Leur stockage provisoire s'effectue de manière contrôlée et sous clé.
- Pour la collecte, il est nécessaire d'utiliser des conteneurs solides (il est recommandé de leur attribuer une couleur spéciale. Une fois remplis, il ne doit plus être possible de les rouvrir).
- Les conteneurs de collecte doivent porter l'avertissement « TOXIQUE » (l'entreprise d'élimination devrait pouvoir fournir ce matériau de marquage).
- Pour des raisons de sécurité au travail, les déchets cytostatiques doivent être collectés séparément des médicaments périmés.
- L'élimination des déchets cytostatiques s'effectue en principe par incinération dans une usine d'incinération des déchets spéciaux (dans certaines conditions, il est également possible d'éliminer certains déchets cytostatiques de manière contrôlée dans une usine d'incinération des ordures ménagères).

Littérature

- Office fédéral de l'environnement des forêts et du paysage (OFEFP) Élimination des déchets médicaux. 2004. https://www.bafu.admin.ch/dam/bafu/fr/dokumente/abfall/uv-umwelt-vollzug/entsorgung_von_medizinischenabfaellen.pdf.download.pdf/elimination_des_dechetsmedicaux.pdf. Accessed Jan 8 2020.
- Amt für Umwelt (Kanton Thurgau). Medizinische Abfälle richtig entsorgen. 2008. https://www.abfall.ch/pages/info/pdf/flyer_mediz_abfalle_A4.pdf. Accessed Jan 8 2020.
- Amt für Umwelt (Kanton Solothurn). Entsorgung tiermedizinischer Abfälle. 2018. https://www.abfall.ch/pages/info/pdf/511_mb_27.pdf. Accessed Feb 4 2020.

12. Protection du personnel

12.1 Morsures et griffures

Les morsures et les griffures sont des accidents du travail fréquents en médecine vétérinaire. Le personnel devrait être formé à l'application des mesures visant à prévenir les blessures par morsure/griffures. Si nécessaire, il convient d'utiliser des mesures de contention appropriées, des muselières ou une sédation/anesthésie, en veillant à adopter une manière de traiter l'animal conforme à son espèce.

En cas de blessure par morsure, la traiter médicalement le plus rapidement possible. Les morsures aux mains et au visage ainsi que les plaies perforantes dues aux morsures de chat sont particulièrement dangereuses et requièrent de consulter immédiatement un médecin. Les plaies perforantes sont souvent sous-estimées car elles sont généralement peu visibles de l'extérieur. Les blessures importantes causées par des chiens doivent être annoncées au service cantonal compétent conformément à l'art. 78 de l'ordonnance sur la protection des animaux.

Un aide-mémoire sur la procédure à suivre après des morsures d'animaux en médecine vétérinaire peut être consulté sur le site internet de l'Université de Zurich (*Sicherheit und Umwelt -> Arbeitsmedizin*). <https://www.su.uzh.ch/de/activities/arbeitsmedizin/doku.html>.

12.2 Objets présentant un danger de blessure (*sharps*)

Les règles suivantes devraient être respectées en manipulant des *sharps* :

- Les sharps doivent toujours être éliminés immédiatement après utilisation.
- Les sharps doivent être éliminés uniquement dans des conteneurs spéciaux prévus pour les objets tranchants et piquants qui doivent être disponibles partout où des sharps sont utilisés (voir chapitre 11 « Élimination des déchets »).
- Ne jamais retirer le capuchon de l'aiguille avec la bouche.
- Ne pas plier ou manipuler les aiguilles.
- Ne pas transmettre les aiguilles sans capuchon à d'autres personnes.
- Immobiliser correctement les animaux.
- Ne pas remettre manuellement le capuchon sur l'aiguille (pas de *recapping*) !
 - Dans la mesure du possible, retirez les aiguilles utilisées directement dans les fentes du conteneur pour sharps prévues à cet effet.
 - Lorsqu'un *recapping* est nécessaire, placer le capuchon sur la pointe de l'aiguille d'une main pendant que le capuchon se trouve sur une surface horizontale (alternative : utiliser une pince/pincette).

12.3 Manipulation des échantillons diagnostiques

Les échantillons diagnostiques devraient être considérés

comme potentiellement infectieux et ne devraient être manipulés qu'avec des gants. Les surfaces de contact devraient être désinfectées immédiatement par essuyage.

Les échantillons diagnostiques devraient être traités dans une zone séparée de l'établissement vétérinaire et conservés dans un réfrigérateur séparé.

Pour l'envoi des échantillons diagnostiques, veiller à utiliser des emballages étanches et incassables et à ce que le personnel du laboratoire de destination puisse les débiller en toute sécurité.

12.4 Vaccinations

En plus des vaccinations de base habituellement recommandées (y c. la vaccination contre le tétanos), les vétérinaires (y c. les étudiants, les employés du cabinet) devraient également être protégés par une vaccination contre la rage. Une détermination du titre d'anticorps peut être réalisée pour vérifier l'efficacité de la vaccination antirabique.

Les recommandations actuelles peuvent être consultées dans le « Plan de vaccination suisse » de l'Office fédéral de la santé publique (OFSP) <https://www.bag.admin.ch/bag/fr/home/gesund-leben/gesundheitsfoerderung-und-praevention/impfungen-prophylaxe/schweizerischer-impfplan.html>.

12.5 Personnes immunosupprimées ou enceintes

Les personnes enceintes ou immunosupprimées ne doivent pas avoir de contacts avec des animaux suspectés d'être infectés par des agents zoonotiques. Une évaluation individuelle des risques devrait être réalisée au cas par cas par un spécialiste.

Une check-list d'aide en cas de questions concernant la protection de la maternité peut être consultée sur le « Portail Vet » <https://www.gstsvs.ch/fr/portail-vet.html> de la Société des vétérinaires suisses (SVS).

Littérature

- Canadian Committee on Antibiotic Resistance, Canadian Veterinary Medical Association, Canadian Centre for Public Health and Zoonoses. Infection Prevention and Control Best Practices - For Small Animal Veterinary Clinics. 2008. <https://www.wormsandgermsblog.com/files/2008/04/CCAR-Guidelines-Final2.pdf>. Accessed Feb 3 2020.
- National Association of State Public Health Veterinarians, Veterinary Infection Control Committee. Compendium of Veterinary Standard Precautions for Zoonotic Disease Prevention in Veterinary Personnel. JAVMA. 2010.
- Joinbox GmbH. (2020). Biorisk-Manager (1.1.0) Mobile App. App Store. <https://apps.apple.com/app/biorisk-manager/id1462271712> / <https://play.google.com/store/apps/details?id=com.joinbox.biorisk>.

13. Aménagement de la clinique / du cabinet

- La structure et l'équipement d'un établissement vétérinaire sont déterminants pour que les mesures d'hygiène puissent être mises en œuvre efficacement. Les aspects liés au contrôle des infections doivent donc toujours être pris en compte lors de la construction d'un nouveau bâtiment ou de rénovations.

Dans les établissements vétérinaires existants, certains manquements sont difficiles à corriger mais des mesures même minimales peuvent aussi s'avérer très efficaces (par ex. suffisamment de distributeurs de désinfectant pour les mains, des réfrigérateurs séparés, des procédures / parcours judicieux « de propre à sale »).

13.1 Équipement pour l'hygiène des mains

Des postes de lavage des mains devraient être disponibles dans tous les locaux dans lesquels les patients sont examinés et traités ou hospitalisés, ainsi que dans toutes les toilettes et les vestiaires. Tous les postes de lavage devraient être équipés de savon, de désinfectant pour les mains à base d'alcool, de produits de soins pour les mains et d'essuie-mains à usage unique. N'utiliser que des récipients à usage unique.

Des distributeurs supplémentaires de désinfectant pour les mains devraient être placés de manière à pouvoir appliquer l'hygiène des mains le plus simplement possible en respectant les 5 moments de l'OMS. À cette fin, les distributeurs devraient être nombreux et placés le plus près possible du patient.

Une bonne accessibilité et une disposition judicieuse de l'équipement d'hygiène des mains sont déterminantes pour que les directives concernant l'hygiène des mains soient respectées.

13.2 Éviter les surfaces poreuses

Dans tous les locaux où les patients sont détenus, examinés ou traités, il faudrait éviter les surfaces poreuses telles que le bois non vitrifié, le béton, le mortier ou les surfaces présentant des fissures. Elles devraient être remplacées par des surfaces faciles à nettoyer et à désinfecter.

13.3 Zone / local de quarantaine

La zone / le local de quarantaine devrait être situé/e dans un endroit avec peu de passages et être équipé/e de matériaux / surfaces faciles à désinfecter. Idéalement, l'air d'un local de quarantaine devrait être évacué séparément (alternative : utiliser par exemple un filtre HEPA).

En particulier dans les grands établissements vétérinaires, il est essentiel de bien structurer le local de quarantaine et de permettre ainsi la prise en charge de plusieurs patients potentiellement infectieux en même temps. Une bonne visibilité des boxes permet d'assurer la surveillance des animaux en quarantaine. Une surface en dur devrait être disponible juste à côté du local de quarantaine, où les chiens peuvent être amenés pour faire leurs besoins et qui puisse ensuite être désinfectée.

13.4 Local pour les pauses et les repas du personnel

Le personnel devrait avoir à disposition des locaux de pause ou des réfectoires. Il ne doit y avoir aucun patient dans ces zones et aucun échantillon diagnostique ne doit y être conservé ni traité. La nourriture du personnel ne doit pas être conservée dans les réfrigérateurs des zones où se trouvent les patients ; un réfrigérateur séparé doit être disponible à cet effet.

13.5 Lutte contre les nuisibles

Certaines maladies importantes peuvent être transmises par des vecteurs tels que les souris, les rats, les puces, les tiques, les moustiques ou les mouches, car ces derniers sont eux-mêmes infectés par des agents pathogènes ou le propagent mécaniquement. Il faudrait donc prévenir ou combattre efficacement les nuisibles dans les établissements vétérinaires.

Exemples de mesures de lutte :

- Pratiquer un examen de dépistage des ectoparasites sur tous les animaux admis en consultation et traiter immédiatement ces derniers s'ils sont infestés.
- Conserver les aliments entamés et les déchets dans des récipients solides et hermétiquement fermés.
- Éliminer immédiatement les restes de nourriture et autres substances (telles que les excréments), qui peuvent attirer les rongeurs ou les insectes.
- Obturer les éventuels points d'entrée du bâtiment (par ex. avec de la laine d'acier ou du treillis sous les portes ou autour des tuyaux).
- Éliminer les éventuels lieux de nidification des rongeurs.
- Équiper les fenêtres de moustiquaires.
- Éviter l'accumulation d'eau stagnante autour du bâtiment, car elle peut servir de site de reproduction pour les moustiques.

13.6 Système de ventilation

Lors de la construction d'un nouveau bâtiment ou de la rénovation des établissements vétérinaires, les systèmes de ventilation devraient également être installés ou contrôlés par des professionnels. Cela s'applique en particulier pour les locaux de quarantaine.

L'air sortant des locaux de quarantaine devrait être évacué séparément par le toit. De plus, il faudrait s'efforcer d'atteindre un taux de renouvellement de l'air d'au moins 5 fois par heure.

L'air sortant devrait être filtré en 3 étapes :

1. Par un treillis fin posé sur la grille d'air sortant pour éliminer les poils et les gros débris. Ce treillis doit être facile à nettoyer.
2. Par un filtre à poussières fines qui élimine la poussière et les autres particules (par ex. ISO ePM1 70 % ou plus).
3. Par un filtre HEPA très efficace (min. H13) qui élimine les particules virales et les autres très petites particules inférieures à PM 1.

Les filtres devraient être régulièrement contrôlés et remplacés si nécessaire (au moins une fois par année pour les filtres à poussières fines). La grille de l'air sortant devrait être nettoyée régulièrement pour éviter l'obstruction et l'accumulation de matériel infectieux. Le personnel qui effectue ces travaux de maintenance devrait être protégé par des vêtements de protection et des masques anti-poussières appropriés. Les déchets et les filtres utilisés doivent être éliminés de manière appropriée.

Littérature

- Canadian Committee on Antibiotic Resistance, Canadian Veterinary Medical Association, Canadian Centre for Public Health and Zoonoses. Infection Prevention and Control Best Practices - For Small Animal Veterinary Clinics. 2008. <https://www.wormsandgermsblog.com/files/2008/04/CCAR-Guidelines-Final2.pdf>. Accessed Feb 3 2020.
- Stull JW, Bjorvik E, Bub J, Dvorak G, Petersen C, Troyer HL. 2018 AAHA Infection Control, Prevention, and Biosecurity Guidelines. J Am Anim Hosp Assoc. 2018 ; 54(6) : 297-326

Annexes

Plan de désinfection					Clinique pour petits animaux				
Zone	Matériau	Produit	Concentration	Fréquence	Zone	Matériau	Produit	Concentration	Fréquence
Entrée	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour	Reception	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour
Corridor	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour	Examen	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour
Examens	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour	Soins	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour
Soins	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour	Pharmacie	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour
Pharmacie	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour	Stérilisation	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour
Stérilisation	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour	Chambre de soins	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour
Chambre de soins	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour	Chambre de soins	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour
Chambre de soins	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour	Chambre de soins	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour
Chambre de soins	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour	Chambre de soins	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour

Modèle d'un plan d'hygiène

Ce modèle permet d'établir des plans d'hygiène spécifiques adaptés à chaque cabinet/clinique pour petits animaux.

Téléchargement « Plan d'hygiène »

Question	Reponse	Notes	Preuve	Signature	Date
1. Le plan d'hygiène est-il adapté à la clinique ?	OUI				
2. Les produits de désinfection sont-ils adaptés ?	OUI				
3. Les protocoles de désinfection sont-ils adaptés ?	OUI				
4. Les protocoles de nettoyage sont-ils adaptés ?	OUI				
5. Les protocoles de désinfection sont-ils adaptés ?	OUI				
6. Les protocoles de nettoyage sont-ils adaptés ?	OUI				

Exemple de protocole pour un audit d'hygiène

Ce modèle sert de base pour un audit d'hygiène et peut être adapté aux besoins spécifiques de chaque cabinet/clinique.

Téléchargement « Audit d'hygiène »

Substance	Forme	Indications	Contre-indications	Précautions	Mode d'emploi	Stabilité	Toxicité	Propriétés	Remarques
Chlorhexidine	Sol	Désinfection de surfaces, mains, instruments.	Contre-indiquée en présence de plaies ouvertes.	Éviter le contact avec les yeux.	0,5% à 2%	Stable	Non toxique	Spectre large	Produit de référence
Alcool	Liquide	Désinfection de surfaces, mains, instruments.	Contre-indiqué sur les muqueuses.	Éviter le contact avec les yeux.	70-90%	Stable	Non toxique	Spectre large	Produit de référence
Formaldéhyde	Sol	Désinfection de surfaces, instruments.	Contre-indiqué sur les muqueuses.	Éviter le contact avec les yeux.	0,1-0,5%	Stable	Non toxique	Spectre large	Produit de référence

Propriétés et spectres d'action des substances actives pour la désinfection

Liste des substances désinfectantes et de leurs propriétés respectives.

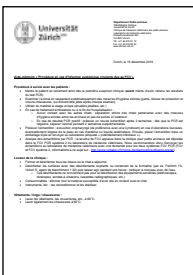
Téléchargement « Substances actives pour la désinfection »

Zoonose	Agent pathogène	Reservoir	Transmission	Prévalence	Impact	Diagnostic	Prévention	Thérapie
Salmonellose	Salmonella	Humain, animal	Aliments, eau	Élevée	Élevée	Culture	Hygiène	Antibiotiques
Escherichia coli	Escherichia coli	Humain, animal	Aliments, eau	Élevée	Élevée	Culture	Hygiène	Antibiotiques
Leptospirose	Leptospira	Humain, animal	Eau, aliments	Élevée	Élevée	Sérologie	Vaccination	Antibiotiques
Brucellose	Brucella	Humain, animal	Aliments, eau	Élevée	Élevée	Sérologie	Vaccination	Antibiotiques
Tuberculose	Mycobacterium	Humain, animal	Aliments, eau	Élevée	Élevée	Culture	Hygiène	Antibiotiques

Zoonoses importantes dans les cabinets/cliniques pour petits animaux

Liste (non exhaustive) des zoonoses importantes dans les cabinets/cliniques pour petits animaux.

Téléchargement « Zoonoses importantes »



Aide-mémoire « Procédure en cas d'infection systémique virulente due au FCV »

Il s'agit de la SOP (Standard Operating Procedure) suivie par l'Hôpital vétérinaire de Zurich en cas de calicivirus félines systémiques virulents.

Téléchargement « FCV »

Niveau	Zone	Matériau	Produit	Concentration	Fréquence	Observations	Responsable
1	Entrée	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour		
2	Corridor	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour		
3	Examens	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour		
4	Soins	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour		
5	Pharmacie	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour		
6	Stérilisation	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour		
7	Chambre de soins	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour		
8	Chambre de soins	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour		
9	Chambre de soins	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour		
10	Chambre de soins	Carrelage	Chlorhexidine	0,5%	1 fois par jour		

Exemple de classification des niveaux de quarantaine chez les chiens et les chats à l'Hôpital vétérinaire de Zurich

Exemple de la classification des niveaux de quarantaine utilisée à la clinique pour petits animaux de l'Hôpital vétérinaire de Zurich.

Téléchargement « Classification des niveaux de quarantaine »

Impressum

Éditeur

Hôpital vétérinaire universitaire, Winterthurerstrasse 260, 8057 Zurich

Concept, mise en forme et réalisation technique

Jeanne Peter, responsable Vetcom, illustration scientifique
Serafina Fratto, conception graphique

Photos

Léa Girardin, photographe

Rédaction

PD Dr méd. vét. Barbara Willi
Dr méd. vét. Alina Hubbuch
Méd. vét. Nina Stahel

Page web

<https://www.kltmed.uzh.ch/de/Handbuch-IPK.html>

