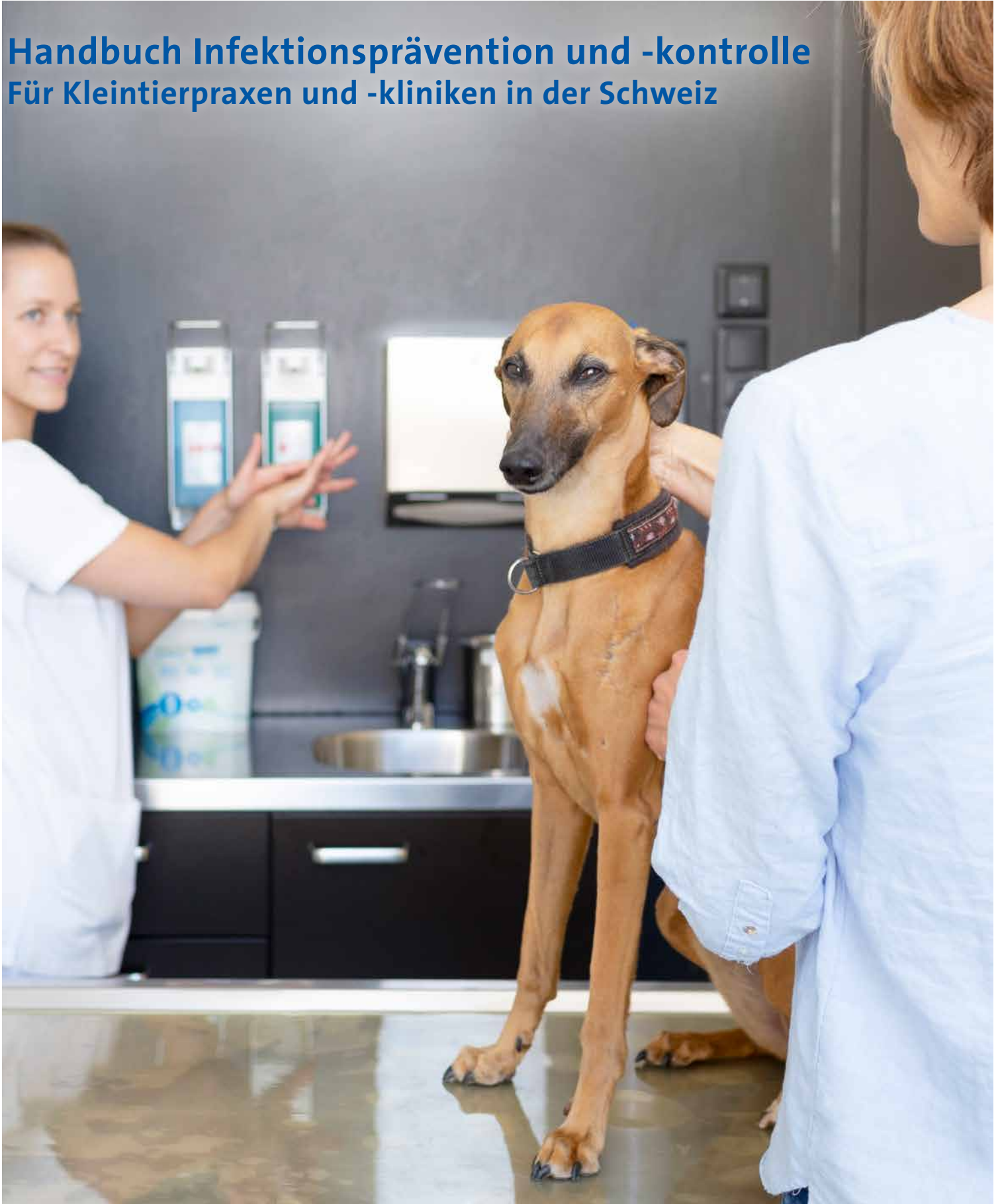




Universitäres Tierspital

Handbuch Infektionsprävention und -kontrolle Für Kleintierpraxen und -kliniken in der Schweiz



Version März 2020

Leitung

Vetsuisse-Fakultät Zürich

- PD Dr. med. vet. Barbara Willi
(Oberärztin, Klinische Infektiologie,
Klinik für Kleintiermedizin)
- Dr. med. vet. Alina Hubbuch
- Med. vet. Nina Stahel

Beteiligte Experten

Universitätsspital Zürich

- Prof. Dr. med. Stefan Kuster (Leitender Arzt,
Klinik für Infektionskrankheiten und Spitalhygiene)
- Karin Binder (Endoskopiepflege)

Vetsuisse-Fakultät Zürich

- PD Dr. med. vet. Mirja Nolff (Oberärztin,
Klinik für Kleintierchirurgie)
- René Kissling (Teamleiter Sterilisation)
- Fabienne Zollinger (Sterilisation)
- Sarah Blaser (Leitung Hauswirtschaft)
- Sina Büel (Leitung Apotheke)
- David Steinmann (Logistik)
- Dr. med. vet. Kira Schmitt
(Institut für Lebensmittelsicherheit und –hygiene)

Vetsuisse-Fakultät Bern

- Prof. Dr. med. vet. Simone Schuller
(Leitung Abteilung Innere Medizin)

Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und
Veterinärwesen (BLV)

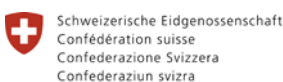
- PD Dr. med. vet. Dagmar Heim
(Leitung Fachbereich Tierarzneimittel – Antibiotika)

Schweizerische Vereinigung für
Kleintiermedizin (SVK-ASMPA)

- Dr. med. vet. Stefan Schellenberg
(Bereich Antibiotika)

Gesellschaft Schweizer Tierärztinnen und Tierärzte (GST)

Projektpartner



Schweizerische Eidgenossenschaft
Confédération suisse
Confederazione Svizzera
Confederaziun svizra

Eidgenössisches Departement des Innern ED
**Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und
Veterinärwesen BLV**



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

Inhaltsverzeichnis

1. Einleitung	6	5. Umgang mit potenziell infektiösen Patienten	21	9. Infektionsprävention und -kontrolle bei spezifischen Arbeitsabläufen	40
1.1 Begriffsklärung	6	5.1 Telefontriage	21	9.1 Injektionen & Punktionen	40
1.2 Hierarchie von Infektionskontrollmassnahmen	7	5.2 Quarantänebereich/-raum	21	9.2 Periphere venöse Verweil-katheter & Infusionslösungen	40
2. Management von Infektionsprävention und -kontrolle	8	5.3 Schutzkleidung	23	9.3 Harnkatheter	41
2.1 Verantwortliche Person/Gruppe	8	5.4 Antibiotika-resistente Keime	23	9.4 Verbandswechsel	42
2.2 Überwachung	8	5.5 Virulent-systemische Feline Calicivirus Erkrankung	25	9.5 Zahnbehandlungen	43
3. Personalhygiene	9	5.6 Immunsupprimierte Patienten	25	9.6 Geburtshilfe	43
3.1 Dienstkleidung	9	5.7 Impfungen	25	9.7 Nekropsien	43
3.2 Handhygiene	9	5.8 Fütterung von rohem Fleisch	26		
3.2.1 Hygienische Händedesinfektion	10	6. Antibiotika	27		
3.2.2 Händewaschen	12	6.1 Grundsätzliche Regeln beim Umgang mit Antibiotika	27		
3.2.3 Handschuhe	12	6.2 Highest Priority Critically Important Antimicrobials	28		
3.2.4 Handpflege	13	7. Lagerung von Arzneimitteln	29		
4. Reinigung und Desinfektion	14	8. Operationen	30		
4.1 Flächenreinigung und -desinfektion	14	8.1 Postoperative Wundinfektionen	30		
4.1.1 Reinigung	14	8.2 Chirurgische Händedesinfektion	32		
4.1.2 Desinfektion	15	8.3 Anlegen des sterilen Mantels und der sterilen Handschuhe	33		
4.1.3 Reinigungs-/ Desinfektionsutensilien	15	8.4 Vorbereitung des Patienten/ Hautantiseptis	38		
4.1.4 Wahl des Desinfektionsmittels	15	8.5 Reinigung/Desinfektion des Operationsraumes	38		
4.2 Instrumentenaufbereitung/ Sterilisation	15				
4.2.1 Reinigung und Desinfektion	16				
4.2.2 Verpackung	17				
4.2.3 Dampfsterilisation	17				
4.2.4 Lagerung	18				
4.3 Aufbereitung von flexiblen Endoskopen	18				
4.3.1 Infektionsprävention und -kontrolle bei der endoskopischen Untersuchung	18				
4.3.2 Aufbereitungsprozess	19				
4.3.3 Aufbereitung von endoskopischem Zusatzinstrumentarium	19				
4.3.4 Sicherung der Qualität von angewendeten Aufbereitungsprozessen	20				
4.3.5 Lagerung	20				



10. Schmutzwäsche	44
10.1 Sammlung der Schmutzwäsche	44
10.2 Waschverfahren	44
10.3 Wäsche von potenziell infektiösen Patienten	44
11. Müllbeseitigung	46
11.1 Tierkörper	46
11.2 Abfälle mit Verletzungsgefahr «Sharps»	46
11.3 Altmedikamente	46
11.4 Zytostatika-Abfälle	47
12. Personenschutz	48
12.1 Bisse und Kratzer	48
12.2 Gegenstände mit Verletzungs- gefahr «Sharps»	48
12.3 Umgang mit diagnostischen Proben	48
12.4 Impfungen	48
12.5 Immunsupprimierte und schwängere Personen	48

13. Klinik-/ Praxisaustattung	49
13.1 Handhygiene-Equipment	49
13.2 Vermeidung poröser Oberflächen	49
13.3 Quarantänebereich/-raum	49
13.4 Pausen-/Essensraum fürs Personal	49
13.5 Schädlingskontrolle	49
13.6 Ventilationssysteme	49

Anhänge zum Download	51
Vorlage eines Hygieneplans	51
Beispiel-Protokoll für einen Hygieneaudit	51
Eigenschaften und Wirkspektren von Wirkstoffen für die Desinfektion	51
Wichtige Zoonosen in der Kleintierpraxis/-klinik	51
Vorgehen bei virulent-systemischer FCV Infektion	51
Quarantänestufen für Hund und Katze an der Kleintierklinik des Tierspitals Zürich	51



1. Einleitung

Strategien für die Infektionsprävention und -kontrolle (IPK) sind essentiell für den Schutz von Patienten*, Tierbesitzerinnen und -besitzern, dem tiermedizinischen Personal und der Bevölkerung. Besonders im Hinblick auf das vermehrte Vorkommen von resistenten Bakterien bei Tier und Mensch sind gute IPK Massnahmen wichtig, um die Entstehung und Verbreitung dieser Keime in tiermedizinischen Einrichtungen zu minimieren. Da zahlreiche Erreger, darunter auch resistente Bakterien, zwischen Kleintier und Mensch übertragen werden können, tragen IPK Massnahmen nicht nur zum Schutz der Patienten, sondern auch zum Schutz des Personals und der Tierbesitzerinnen und -besitzer bei. Für eine effiziente Umsetzung von IPK Massnahmen muss das gesamte tiermedizinische Personal miteinbezogen werden.

Ziele des Handbuchs

- Die Wichtigkeit von IPK aufzuzeigen
- Kleintierkliniken/-praxen zu unterstützen, IPK Konzepte zu implementieren
- Generelle, gut verständliche IPK Richtlinien bereitzustellen
- Überwachungsmöglichkeiten aufzuzeigen
- Unterlagen für die Ausbildung in IPK zur Verfügung zu stellen.

Die vorliegenden Empfehlungen stützen sich auf internationale und nationale Richtlinien, auf Expertenmeinungen und auf persönliche Erfahrungen der Autorinnen und Autoren, und sollen als Hilfe für das Praxismanagement in tiermedizinischen Einrichtungen dienen. In kleinen Praxen und bei eingeschränkter Infrastruktur kann es nötig sein, die Empfehlungen nach Ermessen der verantwortlichen Person anzupassen.

Haftungsabschluss und Urheberrecht

Vorliegendes Online-Handbuch stellt Ihnen vielfältige und qualitativ hochstehende Informationen zur Verfügung. Obschon die Autorinnen und Autoren bei der Zusammenstellung der Informationen sorgfältig auf deren Richtigkeit und Aktualität geachtet haben, übernehmen sie und die Herausgeberin keinerlei Gewähr hinsichtlich inhaltlicher Richtigkeit, Genauigkeit, Aktualität und Vollständigkeit.

Aus den zur Verfügung gestellten Informationen bzw. deren Nutzung lassen sich keinerlei Rechte ableiten. Allfällige medizinische Ratschläge wurden nach bestem Wissen und Gewissen erteilt und werden auf eigenes Risiko hin befolgt. Jegliche Haftung für Schäden der Nutzer und Nutzerinnen oder Dritter aus der Nutzung der Inhalte des Online-Handbuchs wird abgelehnt. Die Nutzerinnen und Nutzer sind aufgefordert, sich selbständig über den aktuellsten Wissenstand zu informieren und sich im Einzelfall eigenverantwortlich für die Umsetzung bestimmter Massnahmen zu entscheiden. Die Autorinnen und Autoren sowie die Herausgeberin können des Weiteren nicht gewährleisten, dass das Online-Handbuch frei von Viren oder anderen schädlichen Bestandteilen ist und haften nicht für daraus entstehende Schäden der Nutzer und Nutzerinnen oder Dritter.

Die Autorinnen und Autoren behalten sich das Recht vor, jederzeit und ohne Vorankündigung den Inhalt des Online-Handbuchs zu verändern, zu ergänzen oder zu löschen.

Der gesamte Inhalt des Online-Handbuchs ist urheberrechtlich geschützt.

1.1 Begriffsklärung

Infektionsprävention und -kontrolle (IPK) beinhaltet alle Aktivitäten, welche das Risiko für die Übertragung von Krankheitserregern reduzieren. Eine korrekte Handhygiene gilt als die wichtigste Massnahme zur Prävention der Übertragung von Mikroorganismen. Aber auch andere Massnahmen wie eine wirksame Reinigung und Desinfektion, das Tragen von Schutzkleidung und die korrekte Umsetzung von Quarantänemassnahmen tragen entscheidend dazu bei, dass das Risiko der Übertragung von Mikroorganismen gesenkt werden kann.

Nosokomiale Infektionen sind Infektionen, welche in zeitlichem Zusammenhang mit einem Klinikaufenthalt oder einer stationären medizinischen Massnahme auftreten – allenfalls können sie auch erst nach Entlassung des Patienten klinisch manifest werden. Infektionen, welche bei Eintritt bereits bestehen oder sich in der Inkubationszeit befinden, sind hierbei ausgeschlossen. Nosokomiale Infektionen können durch verschiedene Mikroorganismen (Bakterien, Viren, Protozoen, u.a.) ausgelöst werden. In Humanspitälern und vermutlich auch in tiermedizinischen

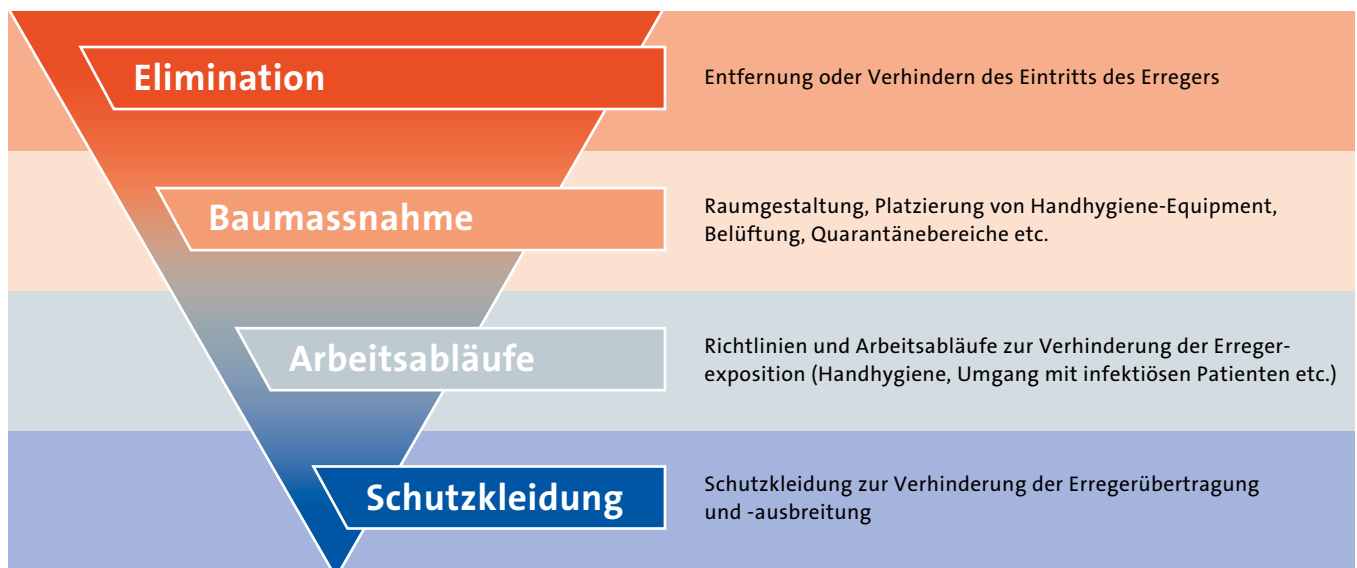
*Aus Gründen der besseren Lesbarkeit wird immer die männliche Form verwendet

schen Spitälern gehören postoperative Wundinfektionen, Harnwegsinfektionen bei katheterisierten Patienten, Atemwegsinfektionen, Darminfektionen und Bakteriämien assoziiert mit intravenösen Kathetern zu den häufigsten nosokomialen Infektionen.

Zoonosen sind Erkrankungen, welche zwischen Mensch und Tier übertragen werden können. Dazu gehören unter anderem die Tollwut, Salmonellose, Campylobacteriose, Leptospirose sowie Infektionen mit Ekto- und Endoparasiten. Eine Übersicht über die wichtigsten in der Kleintiermedizin vorkommenden Zoonosen finden Sie im Anhang, «Wichtige Zoonosen in der Kleintierpraxis/-klinik».

1.2 Hierarchie von Infektionskontrollmassnahmen

Nicht alle Massnahmen der IPK sind gleich effizient. Im Idealfall wird bereits der Eintritt eines Erregers in die tiermedizinische Einrichtung verhindert bzw. beschränkt. Im Folgenden ist die Hierarchie von IPK Massnahmen dargestellt (rot = höchste Effizienz; blau = niedrigste Effizienz). Für die erfolgreiche Unterbrechung von Infektionsketten ist meist eine Kombination von verschiedenen IPK-Massnahmen nötig, daher haben auch weniger effiziente Massnahmen einen wichtigen Stellenwert.



Literatur

- 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. Management von Infektionsprävention und -kontrolle

2.1 Verantwortliche Person/Gruppe

In jeder tiermedizinischen Einrichtung sollte eine Person bestimmt werden, welche für die Implementierung und Überprüfung der IPK Richtlinien verantwortlich ist. Die verantwortliche Person sollte ein Basiswissen in IPK mitbringen, sich regelmässig weiterbilden oder sich durch eine Person mit diesem Fachwissen beraten lassen. In grossen Kliniken sollte eine Gruppe unter Vertretung der wichtigsten Fachbereiche (einschliesslich TPAs/Pflege) für die IPK verantwortlich sein; die Hauptverantwortung muss bei einer Führungsperson liegen. Die Mitglieder der Gruppe sollten sich mehrmals jährlich treffen.

Aufgaben der IPK-verantwortlichen Person/Gruppe

- Mitwirkung bei der Aus- & Fortbildung des Personals auf den Gebieten der IPK
- Analyse des aktuellen Status der IPK in der tiermedizinischen Einrichtung
- Festlegung der erforderlichen Präventions- und Bekämpfungsmassnahmen
- Durchführung der IPK Überwachung (insbesondere Erfassung von nosokomialen Infektionen und Durchführung von regelmässigen IPK Rundgängen)
- Mitwirkung bei der Planung/Beschaffung technischer und baulicher Einrichtungen, sofern sie die IPK betreffen
- Mitwirkung bei der Aufstellung von Organisationsplänen über den Funktionsablauf in den verschiedenen Bereichen der tiermedizinischen Einrichtung, sofern diese die IPK betreffen.

Die Verantwortung für die Umsetzung der IPK-Richtlinien trägt schlussendlich das gesamte tiermedizinische Personal.

2.2 Überwachung

Die Überwachung ist ein essenzieller Bestandteil der IPK und hilft allfällige Schwächen bei Arbeitsabläufen, Richtlinien und der Einrichtung frühzeitig zu entdecken.

Passive Überwachungsmethoden sind einfach und billig, da sie auf der Auswertung von bereits vorhandenen Daten beruhen. Ein Monitoring-Programm, welches zum Beispiel die Prävalenz von postoperativen Wundinfektionen, Infektionen mit multiresistenten Keimen oder Katheter-assoziierten Infektionen erfasst, kann hilfreich sein um

Häufungen frühzeitig zu erkennen und Massnahmen zu ergreifen. Bei Bedarf kann auch die Häufigkeit spezifischer Infektionskrankheiten überwacht werden (z.B. Zwingerhusten, Parvovirose, Katzenschnupfen).

Aktive Überwachungsmethoden sind besonders bei grossen Einrichtungen mit intensivmedizinischer Versorgung oder im Ausbruchsfall sinnvoll. Mängel bei der Reinigung können beispielsweise entdeckt werden, indem kritische Stellen mit fluoreszierenden Punkten (nur mit ultraviolettem Licht sichtbar) markiert werden und anschliessend kontrolliert wird, ob diese bei der Routereinigung entfernt werden. Bei Ausbrüchen ist die Beprobung von kritischen Oberflächen, Geräten und Patienten (mittels nasaler bzw. rektaler Tupferproben) zu empfehlen, um allfällige Infektionsquellen zu identifizieren.

IPK Rundgänge sollten in grossen tiermedizinischen Einrichtungen regelmässig durchgeführt werden, da sie helfen, die Umsetzung und allfällige Probleme in der IPK zu erkennen. Diese beinhalten unter anderem die Prüfung der Einrichtung und Arbeitsabläufe sowie die Beurteilung der Kenntnisse des Personals über die IPK Richtlinien und deren Umsetzung. Ein Beispiel für einen IPK Rundgang ist im Anhang, «Beispiel-Protokoll für einen Hygieneaudit», zu finden.

Zusätzliche Überwachungsmassnahmen sind die regelmässige Überprüfung der Sterilisationsprozesse (siehe Kapitel 4.2, «Instrumentenaufbereitung/Sterilisation») und der Aufbereitung der Endoskope (siehe Kapitel 4.3, «Aufbereitung von flexiblen Endoskopen»).

Literatur

- 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. Personalhygiene

Eine gute Personalhygiene ist wichtig, um die Verbreitung und Übertragung von Mikroorganismen zu verhindern. Sie hilft insbesondere auch, die Einschleppung von Keimen aus der Umgebung in die tiermedizinische Einrichtung hinein und umgekehrt zu unterbinden.

Zur Personalhygiene gehören alle Massnahmen des Personals, die zur Sauberkeit der Mitarbeitenden und deren Kleidung beitragen. Dazu zählen Massnahmen bezüglich Dienstkleidung, Schutzkleidung (siehe Kapitel 5.3, «Schutzkleidung») und Handhygiene.

Die Regelungen zur Personalhygiene sollten für alle Beschäftigten der Pflege und des tierärztlichen Dienstes gelten, die medizinischen, diagnostischen oder pflegerischen Kontakt zum Patienten haben. Sie dienen dem Schutz des Patienten und des Personals gleichermaßen.

3.1 Dienstkleidung

- Die Dienstkleidung des Personals sollte vom Arbeitgeber/der Arbeitgeberin zur Verfügung gestellt werden
- Kurzärmelige Kasacks und Klinikhosen anstelle von langärmeligen Mänteln sind zu bevorzugen
- Die Dienstkleidung sollte in der tiermedizinischen Einrichtung oder extern von einer spezialisierten Wäscherei mittels wirksamer Verfahren gewaschen werden (siehe Kapitel 10, «Schmutzwäsche»).

Dienstkleidung

- Ein Wechsel sollte täglich und zusätzlich bei Bedarf (z.B. bei sichtbarer Verschmutzung) stattfinden
- Dienstkleidung sollte getrennt von Privatkleidung aufbewahrt werden
- Dienstkleidung darf nicht ausserhalb der tiermedizinischen Einrichtung getragen werden
- Bei der Behandlung und Pflege von Patienten sollte die Dienstkleidung nicht durch Strickjacken oder ähnliche Kleidungsstücke verdeckt werden.

Schuhe

- In der tiermedizinischen Einrichtung sollten separate Schuhe getragen werden, welche nicht im öffentlichen und privaten Umfeld getragen werden
- Es sollten nur geschlossene Schuhe getragen werden (Schutz vor herunterfallenden Gegenständen, Kratzern, infektiösen Materialien wie Kot etc.)



Schmuck

- Es sollen kein Schmuck und keine Uhren an Händen bzw. Unterarmen getragen werden, um eine gute Desinfektion der Hände zu ermöglichen.

Haare

- Lange Haare sollten zusammengebunden getragen werden.

Fingernägel

- Fingernägel müssen sauber gehalten werden und kurz geschnitten sein (mit den Fingerkuppen abschliessend)
- Nagellack/-gel oder künstliche Fingernägel verhindern eine adäquate Händedesinfektion und sind deshalb bei der Arbeit an Patienten nicht erlaubt.

Arzt Kittel

- Arzt Kittel können zum Schutz der Dienstkleidung verwendet werden. Sie müssen bei Patientenkontakt vorne geschlossen sein.

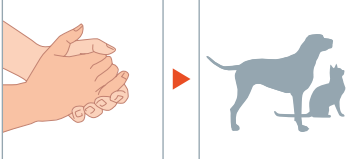
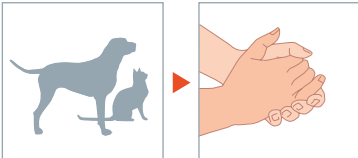
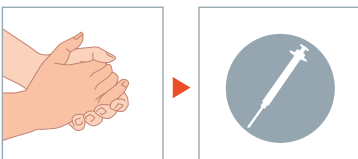
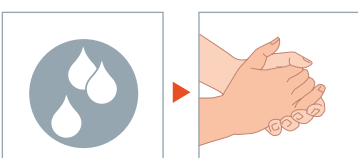
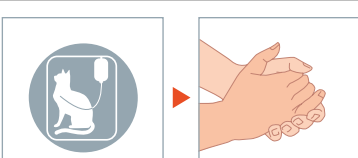
Stethoskope

- Stethoskope müssen zwischen jedem Patienten desinfiziert werden
- In Speiseräumen sollen keine Stethoskope getragen werden.

3.2 Handhygiene

- Die hygienische Händedesinfektion gilt als wichtigste Massnahme zur Verhütung und Bekämpfung von nosokomialen Infektionen!
- Infektionserreger werden häufig mit den Händen übertragen
- Nur gesunde und gepflegte Haut ist desinfektionsfähig
- Die Händedesinfektion kann nur bei trockenen Händen eine adäquate Wirkung erzielen
- Bei Verunreinigung müssen die Hände vor der Desinfektion gewaschen und vollständig getrocknet werden
- Handschuhe ersetzen nicht die Handhygiene.

5 Momente der Handhygiene (WHO)

5 Momente der Handhygiene (WHO)		Erläuterungen
1 Vor Patientenkontakt		Zum Beispiel vor klinischer Untersuchung, vor Versorgung stationärer Patienten
2 Nach Patientenkontakt		Zum Beispiel nach klinischer Untersuchung, nach Versorgung stationärer Patienten
3 Vor sauberen/aseptischen Tätigkeiten		Zu sauberen/aseptischen Tätigkeiten gehören u.a. Blutentnahmen, Setzen von intravenösen Zugängen, Punktionen, Verbandwechsel, Manipulation an Infusionsschläuchen, parenterale Verabreichung von Medikamenten
4 Nach Kontakt mit potenziell infektiösem Material		Zu potenziell infektiösem Material gehören u.a. Urin, Kot, Blut, Sekrete, Wunden, schmutzige Verbände, Drainagen
5 Nach Kontakt mit der unmittelbaren Patientenumgebung		Zur Patientenumgebung gehören u.a. die Tierbox, die Transportbox, der Behandlungstisch, das Untersuchungsmaterial, die Infusionspumpe

3.2.1 Hygienische Händedesinfektion

Die hygienische Händedesinfektion dient der Reduktion der transienten mikrobiellen Flora, ohne unbedingt die natürliche mikrobielle Flora der Hände zu beeinflussen. Ihr Zweck ist, die Übertragung von pathogenen Erregern zu minimieren. Sie steht im Gegensatz zur (ausführlicheren) chirurgischen Händedesinfektion, welche vor einem operativen Eingriff durchgeführt wird.

Die hygienische Händedesinfektion mit einem alkoholischen Handdesinfektionsmittel wird als Routinemassnahme empfohlen. Auf Grund der besseren Wirksamkeit und besseren Hautverträglichkeit ist sie gegenüber dem Waschen der Hände zu bevorzugen (s. unten).

Durchführung der hygienischen Händedesinfektion

- Desinfektionsmittel in ausreichender Menge (mind. 3 ml) in die trockene Handinnenfläche geben

- Erforderlich ist eine so grosse Menge an Desinfektionsmittel, dass die Hände für die gesamte Einreibzeit (mindestens 30 Sekunden) feucht gehalten werden können (ansonsten nachdosieren)
- Desinfektionsmittel gründlich auf beide Hände verteilen und einreiben (insbesondere Daumen, Fingerkuppen und Nagelfalze beachten)
- Kontakt zum Patienten erst nach der Einwirkzeit, wenn die Hände trocken sind.

→ Wichtig ist, dass die gesamte Oberfläche der Hand auf jeden Fall vom Desinfektionsmittel erreicht wird. Selbst gewählte Einreibetechniken und standardisierte Bewegungsabfolgen scheinen dabei ähnlich effizient zu sein, allerdings ist eine standardisierte Methode sinnvoll, um die Technik zu erlernen. Um die Effizienz der Einreibetechnik zu evaluieren, können beispielsweise fluoreszierende Farbstoffe eingesetzt werden, die aufzeigen welche Stellen beim Einreiben nicht erreicht wurden.

Standardisierte Methode mit 6 Schritten gemäss WHO



1 Handfläche an Handfläche reiben



2 Linke Handfläche über rechten Handrücken reiben mit verschränkten Fingern und umgekehrt



3 Handfläche an Handfläche reiben mit verschränkten Fingern



4 Rückseite der Finger an entgegengesetzter Handfläche reiben mit verschlossenen Fingern



5 Rotierendes Reiben des linken Daumens mit rechter Handfläche und umgekehrt



6 Rotierendes Reiben der linken Fingerkuppen in der rechten Handfläche und umgekehrt

Standardisierte Methode mit 3 Schritten gemäss Tschudin-Sutter et al., 2017



1 Alle Oberflächen der Hände benetzen



2 Rotierendes Reiben der linken Fingerkuppen in der rechten Handfläche und umgekehrt



3 Rotierendes Reiben des linken Daumens mit rechter Handfläche und umgekehrt

Wahl des Handdesinfektionsmittels

Zur Händedesinfektion sollten alkoholbasierte Präparate verwendet werden. Der Zusatz von remanent wirkenden Wirkstoffen wie Chlorhexidin wird nicht empfohlen, da die Wirksamkeit nicht verbessert wird und das Risiko für Nebenwirkungen steigt.

Es ist zu beachten, dass Alkohole so gut wie gar nicht gegen Bakteriensporen (z.B. *Clostridium difficile*, *Clostridium perfringens*) und Oozysten von Protozoen (z.B. *Isospora* spp., *Cryptosporidium* spp., *Toxoplasma gondii*) wirken. Zusätzlich ist die Wirksamkeit gegen unbehüllte Viren (z.B. canines/felines Parvovirus, felines Calicivirus) je nach Präparat und verwendetem Alkohol ungenügend. Zur Verhinderung der Weiterverbreitung bei Verdacht auf Infektionen mit unbehüllten Viren sollten daher Handschuhe oder erwiesenermassen viruzide Handdesinfektionsmittel eingesetzt werden. Informationen zur Wirksamkeit einzelner Präparate sind beispielsweise in den Desinfektionsmittellisten des Robert Koch-Instituts (RKI) und des Verbundes für Angewandte Hygiene e.V. (VAH) zu finden.

3.2.2 Händewaschen

Das Händewaschen mit Seife sollte nur bei Bedarf durchgeführt werden, da es weniger effizient und hautverträglich ist als die Verwendung alkoholischer Handdesinfektionsmittel.

Indikationen fürs Händewaschen

- Vor Arbeitsbeginn und nach Arbeitsende
- Bei sichtbar verschmutzten Händen
- Vor dem Essen
- Nach dem Toilettengang
- Zur mechanischen Entfernung bei Verdacht auf Keime, welche durch alkoholische Handdesinfektionsmittel nicht abgetötet werden.

Durchführung des Händewaschens

- Hände nass machen (zu heisses Wasser vermeiden, da es das Risiko für Hautschädigungen erhöht)
- Seife aus Seifenspender nehmen
- Seife für 40-60 Sekunden auf allen Flächen der Hand verteilen (insbesondere auch auf Daumen, Fingerkuppen und Nagelfalze)
- Seife gründlich abspülen
- Hände mit einem sauberen Einmalhandtuch abtrocknen (keine Verwendung von Gemeinschaftstüchern).

→ Es ist darauf zu achten, dass beim Händewaschen die Umgebung und Kleidung nicht bespritzt werden.

Zum Händewaschen dürfen keine Seifenstücke eingesetzt werden, sondern nur gebrauchsfertige Waschlotionen in Spendergebinden. Es sollte eine möglichst hautschonende Waschlotion verwendet werden. Antimikrobielle Zusätze werden nicht empfohlen, solange in der Einrichtung alko-

holhaltige Handdesinfektionsmittel eingesetzt werden. Insbesondere ist die Verwendung kritisch zu betrachten, wenn für den Wirkstoff das Risiko einer mikrobiellen Resistenzentwicklung und einer Sensibilisierung beschrieben wurde.

In tiermedizinischen Einrichtungen sollten als Seifen- und Desinfektionsmittelpender nur Einmalgebilde verwendet werden. Kontaminierte Handwaschpräparate wurden bereits als Quelle für nosokomiale Ausbrüche dokumentiert. Angebrochene Seifen- und Desinfektionsmittellösungen sollten jeweils mit dem Datum des Anbruchs versehen werden.

Häufiges Händewaschen und Händewaschen kurz vor oder auch nach der Verwendung von alkoholischen Handdesinfektionsmitteln sollte vermieden werden, da dies die Hautbarriere stark angreifen kann. Ausserdem beeinträchtigt Restfeuchte auf den Händen die Wirksamkeit der Handdesinfektionsmittel.

3.2.3 Handschuhe

Handschuhe ersetzen nicht die Händehygiene und bieten keinen vollständigen Schutz vor Kontamination! Daher muss die Händedesinfektion gemäss den 5 Momenten der Handhygiene auch dann durchgeführt werden, wenn Handschuhe getragen werden. Eine Händedesinfektion ist immer nach dem Ablegen und beim Wechsel der Handschuhe indiziert. Vor sauberen/aseptischen Tätigkeiten oder vor Patientenkontakt müssen die Hände auch vor dem Anziehen der Handschuhe desinfiziert werden.

In den folgenden Situationen ist das Tragen von Handschuhen indiziert:

- Wenn Kontakt mit potenziell infektiösem Material (Blut, Urin, Kot, Auswürfe etc.) oder nicht intakter Haut erwartet wird
- Handschuhe sollten auch bei Kontakt zu Schleimhäuten getragen werden, insbesondere bei gründlichen Maulhöhlenuntersuchungen und Untersuchungen im Präputial- bzw. Vaginalbereich
- Bei Kontakt zu potenziell infektiösen Patienten oder Patienten mit schwerer Immunsuppression
- Bei der Durchführung von Reinigungs- und Desinfektionsverfahren (gemäss Sicherheitsangaben der Produkthersteller) – und beim Waschen von sichtbar verschmutzter Wäsche.

→ Handschuhe sollen immer nur so lange wie nötig getragen werden; ein dauerhaftes Handschuhtragen ist zu vermeiden (dauerhaftes Handschuhtragen ist mit einer schlechteren Einhaltung der Handhygiene assoziiert)

→ Mit Handschuhen dürfen keine Flächen berührt werden, welche auch von Personen ohne Handschuhe berührt werden, z.B. Telefone, Schreibmaterial, Türklinken etc.

Bei der Wahl des Materials sind der Anwendungszweck und allfällige Allergien zu beachten. Latex-Handschuhe werden am häufigsten verwendet, bei Allergien sind aber zum Beispiel Nitril oder Vinyl Handschuhe mögliche Alternativen. Zudem kann sich Latex bei Kontakt mit gewissen Chemikalien zersetzen, daher sind chemikalienbeständige Handschuhe (z.B. aus Nitril) für die Desinfektion zu bevorzugen.

Wegwerfhandschuhe sollen grundsätzlich nicht gewaschen oder wiederverwendet werden.

3.2.4 Handpflege

Die Hände sollten regelmässig gepflegt werden, z.B. vor längeren Pausen und nach Arbeitsende, da nur gesunde Hände effizient desinfiziert werden können. Handpflegeprodukte sollten an allen Handwaschplätzen vorhanden sein. Wegen des Risikos der Sensibilisierung sollten möglichst Produkte ohne Duft- und Konservierungszusatz verwendet werden.

Literatur

- Kommission für Krankenhaushygiene und Infektionsprävention (KRINKO) beim Robert Koch-Institut (RKI). Händehygiene in Einrichtungen des Gesundheitswesens. Bundesgesundheitsblatt Gesundheitsforschung Gesundheitsschutz. 2016;59(9):1189-220.
- World Health Organisation. 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, Strandén 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/wp-includes/ms-files.php?file=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. Reinigung und Desinfektion

In veterinärmedizinischen Einrichtungen kommt es besonders im Stallbereich häufig zu starker Verschmutzung mit potenziell infektiösen Materialien (Kot, Urin etc.) und somit zu einer erhöhten Kontaminations-/Infektionsgefahr für Personal und Patienten. Zudem ist zu beachten, dass Bodenflächen in veterinärmedizinischen Einrichtungen stärker durch Schmutz belastet sind und in Kontakt mit Patienten kommen, als in humanmedizinischen Spitälern. Daher ist die Reinigung/Desinfektion in diesen Bereichen essenziell, um Infektionsketten zu unterbrechen. Auf eine gute mechanische Reinigung vor der Desinfektion ist hier besonders Wert zu legen.

Aufgrund der zuvor beschriebenen Voraussetzungen sollten im Stallbereich und am Boden keine hygienisch kritischen Arbeitsschritte durchgeführt werden. Ist das Arbeiten auf Bodenniveau unumgänglich, muss das Material in einer Schale bereitgelegt werden, welche vorab und nach Gebrauch desinfiziert wird. Material mit Bodenkontakt darf vor einer wirksamen Desinfektion nicht auf Ablageflächen gestellt werden.

Die Reinigungs- und Desinfektionsverfahren inkl. Vorgaben zu den zu verwendenden Präparaten, Konzentrationen, Einwirkzeiten und allfälligen Einschränkungen sollten in jeder veterinärmedizinischen Einrichtung schriftlich festgehalten werden (siehe Anhang, «Vorlage eines Hygieneplans für Kleintierpraxen und -kliniken»). Die Vorgaben sollten in allen Räumen aushängen, in denen sie zum Einsatz kommen.

4.1 Flächenreinigung und -desinfektion

- Nur saubere und trockene Flächen können effizient desinfiziert werden (Reinigung vor Desinfektion)
- Vom Hersteller angegebene Konzentrationen und Einwirkzeiten müssen eingehalten werden
- Die Räume sollen während und nach der Reinigung/Desinfektion gut belüftet sein
- Für die Reinigung/Desinfektion sollen chemikalienbeständige Handschuhe (z.B. aus Nitril) getragen werden.

Schritte der Reinigung und Desinfektion	Bemerkungen
1 Grobe Verschmutzungen entfernen	Viele Desinfektionsmittel werden durch organisches Material (z.B. Kot) inaktiviert
2 Gründliches Reinigen mit Wasser und Reinigungsmittel	
3 Reste des Reinigungsmittels mit Wasser wegspülen	Einige Desinfektionsmittel werden durch Reinigungsmittel inaktiviert
4 Trocknung des gereinigten Bereichs	Restfeuchte kann die Wirksamkeit der Desinfektion beeinträchtigen
5 Anwendung eines geeigneten Desinfektionsmittels in ausreichender Konzentration	Vorgaben unbedingt einhalten. Die Konzentration kann abhängig vom Zielkeim sein
6 Korrekte Einwirkzeit einhalten	Vorgaben unbedingt einhalten. Dies ist eine der häufigsten Fehlerquellen bei der Flächendesinfektion
7 Bei Bedarf Reste des Desinfektionsmittels wegspülen und anschließende Trocknung des Bereichs	Vor allem nötig, wenn das Material durch das Desinfektionsmittel geschädigt werden kann oder ein Rückstand verbleibt

4.1.1 Reinigung

Die Nassreinigung darf nicht zu Spritzern führen, aufgrund der damit verbundenen Exposition des Personals und Verschleppung der Keime. Auf eine Reinigung mit Hochdruckreinigern sollte aufgrund der Aerosol-Bildung ganz verzichtet werden. Es sollten ausserdem staubbundene Reinigungsverfahren zum Einsatz kommen (z.B. Verwendung von HEPA-Filtern im Staubsauger, elektro-

statische Wischtücher, leichtes Ansprühen von Oberflächen mit Wasser vor der Reinigung).

Besonders bei Keimen, welche sehr resistent gegenüber der Desinfektion sind (z.B. Pilz- und Bakteriensporen) muss nebst dem Einsatz eines wirksamen Desinfektionsmittels auf eine vorab gute mechanische Reinigung geachtet werden.

4.1.2 Desinfektion

Die Desinfektion soll mittels Wischdesinfektion erfolgen. Eine Sprühdeseinfektion soll wegen der Belastung des Personals und der Patienten durch Aerosole vermieden werden. Auf der mit Desinfektionsmittel behandelten Fläche muss ein Feuchtigkeitsfilm verbleiben (Herstellerangaben beachten). Nach dem Antrocknen des Desinfektionsmittels gilt die Fläche als desinfiziert. Es ist nicht zulässig, die behandelte Fläche vor Ablauf der Einwirkzeit des Desinfektionsmittels trockenzureiben, da dies die Desinfektionswirkung unterbindet.

Muss das Desinfektionsmittel wegen Schädigung der Oberfläche oder Rückständen abgewaschen werden, darf dies erst nach Ablauf der Einwirkzeit erfolgen.

Anmischen von Desinfektionsmitteln

Es muss immer eine angemessene Schutzkleidung getragen werden (Herstellerangaben beachten).

Die Herstellung der Gebrauchslösung von Flächendesinfektionsmitteln sollte mittels einer Methode erfolgen, die leicht zu verstehen und verlässlich ist, z.B. mittels Dosierbeutel oder Dosierflaschen.

Die Behälter müssen mit dem Präparat, der Konzentration, dem Datum der Befüllung und der max. Standzeit beschriftet sein. Es müssen die vom Hersteller angegebenen Standzeiten für angemischte Desinfektionsmittel beachtet werden. Behälter, welche wiederverwendet werden, müssen vor einer erneuten Befüllung gemäss Herstellerangaben aufbereitet werden.

4.1.3 Reinigungs-/Desinfektionsutensilien

Die verwendeten Reinigungs-/Desinfektionsutensilien müssen sauber und trocken gelagert werden. Eimer und andere Behältnisse sollten nach der Verwendung gründlich gereinigt und getrocknet werden, mehrfach verwendbare Tücher und Wischbezüge sollten chemisch oder chemothermisch desinfizierend aufbereitet werden (siehe Kapitel 10, «Schmutzwäsche»).

4.1.4 Wahl des Desinfektionsmittels

Es gibt kein Standard-Desinfektionsmittel, welches für alle Oberflächen, Indikationen und Umgebungen gleichermaßen geeignet ist. Bei der Wahl des Desinfektionsmittels sollten verschiedene Faktoren berücksichtigt werden: die zu erwartenden Erreger, das Wirkspektrum, die Wirksamkeit in Gegenwart von organischem Material, Reinigungsmitteln/Seifen und hartem Wasser, die Verträglichkeit für das Personal und die Patienten, die erforderliche Einwirkzeit, die Residualwirkung, die Materialverträglichkeit, die Umweltverträglichkeit und die Kosten. Eine Übersicht über die Eigenschaften der verschiedenen Wirkstoffe und deren Wirkspektren ist im Anhang, «Eigenschaften und Wirkspektren von Wirkstoffen für die Desinfektion», zu finden.

Spezifische Präparate sind zum Beispiel in den Desinfektionsmittellisten des RKI oder VAH zu finden. Die Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft e.V. (DVG) stellt zudem eine Desinfektionsmittelliste spezifisch für Tierarztpraxen, Tierheime und die Tierhaltung zur Verfügung (<http://www.desinfektion-dvg.de/index.php?id=1789>).

Kritische Erreger

Gewisse Erreger sind besonders resistent gegenüber Desinfektionsmitteln. Daher sollte bei der Wahl des Desinfektionsmittels immer beachtet werden, dass die zu erwartenden Erreger durch das gewählte Desinfektionsmittel inaktiviert werden. In Risikobereichen (z.B. Quarantänebereich/-raum) muss ein Desinfektionsmittel mit ausreichender Wirksamkeit gegen unbehüllte Viren und Sporen verwendet werden.

Zu den in der Veterinärmedizin kritischen Erregern gehören Pilzsporen, unbehüllte Viren (z.B. canines/felines Parvovirus, felines Calicivirus), säurefeste Bakterien (z.B. *Mycobacterium bovis/microticlavium*), Kokkizidien (z.B. *Cryptosporidium parvum*, *Isospora* spp., *Toxoplasma gondii*), *Giardia* spp., Bakteriensporen (z.B. *Clostridium difficile*, *Clostridium perfringens*) und Prionen.

Die meisten Präparate sind nur für den Humanmedizinbereich getestet. Für Caliciviren kann die Wirksamkeit gegen Noroviren und Adenoviren herangezogen werden, auch wenn Unterschiede möglich sind. Teilweise sind die Mittel auf die Wirksamkeit gegenüber bovinen oder murinen Parvoviren getestet. Falls keine Angaben über die Wirksamkeit gegen Parvoviren vorliegen, sollten Desinfektionsmittel verwendet werden, welche gegen Polioviren geprüft und als wirksam aufgelistet sind.

4.2 Instrumentenaufbereitung/Sterilisation

- Für die Instrumentenaufbereitung sollte immer eine angemessene Schutzkleidung getragen werden
- Es ist sinnvoll, 3 getrennte Zonen am Aufbereitungsort einzurichten (rot = Nasszone: Deponierung von gebrauchten Instrumenten, Spültrog, Reinigung- und Desinfektionsgerät (RDG); gelb = Packzone: Kontrolle, evtl. Ölen/Schärfen, Verpackung der desinfizierten Instrumente; grün = Sterilisation der Instrumente)
- Eine Flächendesinfektion ist in der Nasszone immer nach Annahme von kontaminierten Instrumenten durchzuführen und in der Packzone mindestens vor Arbeitsbeginn und vor Arbeitsende sowie bei sichtbaren Verunreinigungen.

Es gibt verschiedene Arten der Sterilisation, für thermostabile Instrumente wird die Dampfsterilisation bei 134 °C mit einer Plateauzeit von 18 Minuten als Sterilisationsmethode empfohlen (gesamte Sterilisationszeit ca. 70 Minuten).

Für thermolabile Instrumente wird die H₂O₂-Plasma-Sterilisation bei 45 bis 55 °C empfohlen (gesamte Sterilisationszeit ca. 47 Minuten).

Falls die benötigten Geräte in der tiermedizinischen Einrichtung nicht vorhanden sind, kann die Sterilisation auch extern in Institutionen durchgeführt werden, welche die Sterilisation von tiermedizinischen Instrumenten anbieten. In Sterilisatoren, welche für die Humanmedizin verwendet werden, dürfen keine Instrumente, die mit Tieren in Berührung gekommen sind, sterilisiert werden.

Zur Schutzkleidung für die Instrumentenaufbereitung gehören, je nach Kontaminationsgefahr und verwendetem Mittel, reissfeste, flüssigkeitsundurchlässige, unterarmde-

ckende Handschuhe, Mund-Nasen-Schutz, Augenschutz (Schutzbrille), vorne geschlossene Schutzschuhe, wasserfeste Überschürze und eine Kopfhaut.

Bei der Beschaffung von Instrumenten ist auf die Desinfizierbarkeit und Sterilisierbarkeit zu achten. Instrumente, die thermisch sterilisiert werden können, sind zu bevorzugen. Instrumente, die chemisch desinfiziert werden, müssen voll eintauchbar sein. Der Hersteller sollte bei der Auslieferung detaillierte Angaben zur Wiederverwendbarkeit und Aufbereitung zur Verfügung stellen.

Medizinprodukte können in die folgenden Kategorien eingeteilt werden.

Definition	Beispiele	Mindestanforderung
Unkritische Medizinprodukte (Kontakt nur mit unversehrter Haut)	Stethoskop, Blutdruckmanschette etc.	Mittlerer Wirkungsgrad der Desinfektion*: Elimination der wichtigsten pathogenen Erreger
Semikritische Medizinprodukte (Kontakt mit Schleimhäuten oder unversehrter Haut)	Flexible Endoskope, Vaginalspekulum, Anästhesiematerial etc.	Hoher Wirkungsgrad der Desinfektion**: Elimination aller Mikroorganismen mit Ausnahmen einiger Sporen
Kritische Medizinprodukte (Kontakt mit Blut oder anderen sterilen Körperteilen)	Chirurgische Instrumente, Implantate, Akupunkturnadeln etc.	Sterilisation: Elimination aller Mikroorganismen inklusive aller Sporen

*z.B. anerkanntes Flächendesinfektionsmittel

**z.B. thermische Desinfektion oder chemische Desinfektion auf Basis von Peressigsäure oder Aldehyden

4.2.1 Reinigung und Desinfektion

Bei der Vor- und Hauptreinigung sollte darauf geachtet werden, dass es nicht zur Fixierung von Geweberesten und Blut kommt (z.B. können Aldehyde zur Fixierung von Eiweissen führen und sind daher nicht empfohlen).

Vorreinigung

- Grobe Verschmutzungen sollen unmittelbar nach der Anwendung entfernt und Arbeitskanäle durchgespült werden (Antrocknen verhindern).

Hauptreinigung und Desinfektion

Die Reinigung/Desinfektion kann von Hand oder maschinell durchgeführt werden. Die Endreinigung erfolgt idealerweise mittels Reinigungs-/Desinfektionsgerät (RDG). Die Instrumente müssen dazu soweit wie möglich in ihre Einzelteile zerlegt bzw. geöffnet werden.

Manuelle Aufarbeitung

- Sorgfältige Reinigung mit weichen Bürsten: keine Stahlbürsten benutzen, da sie die Instrumente beschädigen, Hohlräume beachten
- Zwischenspülung, um die Desinfektionsleistung nicht durch organisches Material und chemische Rückstände zu beeinträchtigen, anschliessend abtropfen

- Eintauchen in eine Instrumentendesinfektionsmittellösung: Konzentration und Einwirkzeit beachten, Lösung mindestens einmal täglich wechseln und zwischendurch abdecken, vollständige Benetzung aller inneren und äusseren Flächen sicherstellen
- Schlussspülung zur Entfernung von Desinfektionsmittelresten
- Trocknung mit einem nicht fuselnden Papier oder vorzugsweise mit Druckluft (v.a. Hohlraum-Instrumente)
- Die zur Reinigung verwendeten Hilfsmittel (Bürsten etc.) sind nach Arbeitsende zu reinigen.

Anschliessend an die Reinigung und Desinfektion werden die Instrumente bei Bedarf wieder zusammengesetzt, auf ihre Sauberkeit und Funktionsfähigkeit geprüft und nach Herstellerangaben gepflegt.

Schmiermittel (Instrumentenöl oder Instrumentenmilch) dürfen nur ohne Silikonpartikel und in geringen Mengen verwendet werden. Zulässig sind nur Mittel, für die ausdrücklich die Eignung für die Dampfsterilisation nachgewiesen ist (ohne Silikon). Sie dürfen nicht flächendeckend oder in Bädern aufgetragen werden.

Ultraschallbad

Stark verschmutzte Instrumente und Augeninstrumente können, zur Verbesserung des Reinigungserfolges, einem Ultraschallbad unterzogen werden. Ein Ultraschallbad ist zudem empfehlenswert, wenn kein RDG vorhanden ist, um eine gründlichere Reinigung zu erzielen.

4.2.2 Verpackung

Die Instrumente sollten so rasch wie möglich nach der Reinigung/Desinfektion verpackt werden. Zuvor müssen sie ganz trocken und abgekühlt sein. Es gibt 3 Arten von Verpackungen:

1. Weichverpackung – Vlies (empfindlich, kann z.B. durch Löcher im Vlies schnell Defekte erleiden)
2. Hartverpackung – Sieb-Container für schwere Instrumente (sehr stabil)
3. Schlauchverpackung – Sterilisierbeutel für Einzelinstrumente (spitze Instrumente müssen eine Schutzkappe haben, damit sie die Verpackung nicht beschädigen).

Das Sterilbarrieresystem (primäre Verpackung in Kontakt mit dem Instrument) muss für Mikroorganismen undurchlässig und mit dem Sterilisationsverfahren kompatibel sein.

Kennzeichnung des Sterilgutes

- Die Verpackung soll mit einem Prozessindikator (Behandlungsindikator) versehen sein, damit klar erkennbar ist, dass der Inhalt einem Sterilisationsverfahren unterworfen wurde
- Die Beschriftung beinhaltet: Inhalt des Sterilguts/Abteilung, Datum der Sterilisation, Ablaufdatum des Sterilguts, evtl. Chargennummer, Name der verpackenden Person
- Das zur Beschriftung verwendete Material muss dampfsterilisierbar bis 134°C, lichtecht und wasserfest (ausblutecht) sein.

4.2.3 Dampfsterilisation

Allgemeine Hinweise

In Dampf-Sterilisatoren dürfen Güter nur sterilisiert werden, wenn ihre Beständigkeit für das vorgesehene Sterilisierprogramm erwiesen ist. Es ist erforderlich, die Dampfsterilisierbarkeit vom Hersteller des Sterilisiergutes bestätigen zu lassen.

In Dampf-Sterilisatoren für feste und poröse Güter können grundsätzlich nicht sterilisiert werden:

- Öle und Fette
- Flüssigkeiten
- Innenraum und Inhalt von dicht geschlossenen Gefäßen
- Pulver- oder staubförmige Massen.

Funktionsprüfungen

Vakuumtest

- Der Vakuumtest prüft die Dichtigkeit der Kammer (bei neueren Geräten ist er im Aufwärmprogramm enthalten).

Dampf-Durchdringungstest (Bowie-Dick-Test)

- Der Dampf-Durchdringungstest weist nach, dass kondensierter Dampf das Sterilisiergut schnell und gleichmässig durchdringt.

Chargenkontrolle

- Bei jeder Charge wird ein Kontrollindikator mitgeführt (Überwachung der Einhaltung aller Parameter wie Zeit, Temperatur, Dampf)
- Die jeweilige Chargennummer und das gefahrene Programm werden schriftlich aufgezeichnet (die Aufzeichnungen sollen 10 Jahre aufbewahrt werden)
- Der Kontrollindikator wird in einen Prüfkörper eingebracht
- Der Kontrollindikator wird in die Mitte einer jeden Charge eingelegt.

→ Bioindikatoren nur zur Ergänzung nutzen, da die Bakteriensporen schon nach wenigen Sekunden inaktiviert werden und daher keine Aussage über die Einhaltung der Parameter erlauben.

Beladung

- Bei jeder Charge ist eine vollständige Ausnutzung des Dampf-Sterilisators entsprechend seinem Fassungsvermögen in Sterilisiereinheiten (STE) aus verfahrenstechnischen und wirtschaftlichen Gründen anzustreben
- Dampf-Sterilisatoren sind so zu beladen, dass zur Decke der Kammer ein Abstand von mindestens 50 mm, zu den Wänden und Türen ein Abstand von mindestens 25 mm eingehalten wird, dies gilt auch bei Kleinstereilisatoren
- Vlies-Packungen und Klarsichtverpackungen sind ausschliesslich in Sterilisierkörben oder Sterilisierbehältern zu sterilisieren.

Anordnung des Sterilguts

- Schweres Sterilgut nach unten, leichtes Sterilgut nach oben (z.B. Container nach unten, Weichverpackung nach oben)
- Dafür vorgesehene Container können gestapelt werden, sofern sie dafür validiert wurden
- Filter an Containern dürfen nicht abgedeckt werden
- Sets in Klarsichtfolien seitlich aufstellen oder mit der Papierseite nach unten.

Beladegewicht

- Das maximale Beladegewicht von Sterilisiersieb-schalen und Sterilisierkörben mit Instrumenten soll nicht überschritten werden.

→ Die Gewichtsbeschränkung ist für die erforderliche Trocknung bzw. bei Textilien auch für die Dampf-Durchdringung des Sterilisiergutes notwendig.

Freigabe

Die Mindestanforderungen für den Einsatz des Sterilgutes nach erfolgter Dampfsterilisation beinhalten:

- Beurteilung des Prozessablaufes: Der Prozessablauf ist auf die richtige Programmwahl und die Einhaltung der verfahrensrelevanten Parameter, also Temperatur, Druck und Zeit zu überprüfen
- Sichtkontrolle der sterilisierten Güter: Bei der Sichtkontrolle wird die Verpackung auf Unversehrtheit überprüft. Risse, Defekte und Durchfeuchtung durch Kondensatrückstände müssen ausgeschlossen sein. Bei Containerverpackung ist ggf. die korrekte Verplombung zu kontrollieren
- Bei der Verwendung von Prozessindikatoren müssen diese auf den vollständigen Farbumschlag überprüft werden.

Wiederholung der Sterilisation

- Bei erforderlich werdender Wiederholung der Sterilisation ist das Sterilisiergut zu überprüfen und neu zu verpacken.

Wartung des Sterilisators

- Dampfsterilisatoren sollten mindestens einmal jährlich durch den Hersteller gewartet werden.

4.2.4 Lagerung

Sterile Medizinprodukte sollten getrennt von nicht sterilen Produkten aufbewahrt werden. Die Temperatur sollte zwischen 18 und 25°C liegen und die Luftfeuchtigkeit zwischen 30 und 60 Prozent. Die Produkte sollten vor direktem Sonnenlicht, Feuchtigkeit und Verschmutzungen geschützt werden. Es muss unbedingt verhindert werden, dass die sterilen Produkte nass oder feucht werden können. Ein Bodenabstand zwischen Sterilgut und Boden von 30 cm ist geboten.

Informationen über die Verfallszeit von Verpackungsmaterialien können meist beim Hersteller eingeholt werden. Grundsätzlich wird eine Verfallszeit von maximal einem Jahr empfohlen, solange die Verpackung intakt und die Lagerung korrekt ist.

4.3 Aufbereitung von flexiblen Endoskopen

- Endoskope sind semikritische Instrumente und müssen korrekt nach Herstellerangaben aufbereitet werden (sogenannte hochwirksame Desinfektion, da eine Sterilisation meist nicht möglich ist)
- Endoskope müssen immer direkt nach der Verwendung gereinigt und alle Kanäle durchgespült werden (Gefahr des Eintrocknens von Schmutz, Bildung von Biofilmen)
- Reinigungs- und Desinfektionsmittel müssen vor dem nächsten Einsatz gründlich abgespült werden (Gefahr der Reizung von Geweben).

Das Risiko, durch unzureichend aufbereitete Endoskope Infektionen zu übertragen, ist in der Literatur beschrieben. Vor allem wenn Endoskope in keimfreien Bereichen (z.B. Harnwege) benutzt werden, das untersuchte Tier Verdacht auf eine übertragbare Infektionskrankheit hat oder das nachfolgende Tier immunsupprimiert ist, ist eine hochwirksame Desinfektion wichtig.

Alle Teile der verwendeten Endoskope sollen bauart-technisch die Reinigung und Desinfektion ermöglichen. Letztlich sind nur wasserfeste Endoskope (deren Ventile einschliesslich Okular und Konnektionsstellen entfernt werden können) ausreichend desinfizierbar.

Die Durchgängigkeit aller Kanäle ist Vorbedingung für eine wirksame Desinfektion und muss deshalb nach jeder Endoskopie geprüft werden. Neue Endoskope und deren Zubehörteile sind zunächst dem Aufbereitungsprozess zu unterziehen. Gleiches gilt für aus der Reparatur zurückgekommene Geräte.

4.3.1 Infektionsprävention und -kontrolle bei der endoskopischen Untersuchung

Bei der Raumaufteilung muss dem Infektionsrisiko des Eingriffes in der betroffenen Körperregion und der möglicherweise eintretenden Keimstreuung Rechnung getragen werden.

Endoskopien in Körperbereichen, die in der Regel keimfrei sind, und Eingriffe in besiedelten Körperbereichen sollten falls möglich in gesonderten Räumen durchgeführt werden. Sollte dies aus räumlichen Gründen nicht möglich sein, so ist eine zeitliche Trennung unter Berücksichtigung der hygienischen Anforderungen (Reihenfolge) wichtig.

Patienten, bei denen Verdacht auf eine ansteckende Infektionskrankheit besteht, sollten nur bei dringender Indikation endoskopiert werden. Eine zwingend notwendige Untersuchung ist am Ende des Programms durchzuführen, damit alle Desinfektionsmassnahmen in Ruhe abgearbeitet werden können.

4.3.2 Aufbereitungsprozess

Arten der Aufbereitung

Prinzipiell kann ein Endoskop sowohl manuell als auch maschinell aufbereitet werden. Die manuelle Aufbereitung birgt mögliche Gesundheitsrisiken für das Personal (Infektionsgefahr, Allergisierungsgefahr) und bindet personelle Ressourcen. Da Forderungen nach Standardisierungen und Validierbarkeit des Aufbereitungsverfahrens bei der manuellen Aufbereitung nicht erfüllt werden können, ist die maschinelle Aufbereitung zu bevorzugen.

Vorreinigung

- Wird direkt im Anschluss an die Untersuchung durchgeführt
- Einführungssteil des Endoskops mit einem fusenfreien Tuch abwischen
- Distalende des Endoskops in ein Gefäß mit Reinigungslösung eintauchen, abwechselnd Absaugventil und Luft-Wasserventil betätigen (evtl. Reinigungsventil verwenden); Reinigungslösung und Luft durch die Endoskopkanäle saugen und dabei auf Durchgängigkeit und Funktionsfähigkeit überprüfen
- Abschliessend Kanäle mit Luft leer saugen
- Danach das Endoskop von Lichtquelle, Optikspülsystem und Absaugschlauch trennen und zum Aufbereitungsort transportieren.

Manuelle Reinigung

- Dichtigkeitstest nach Herstellerangaben durchführen
- Endoskop in die Reinigungslösung legen und unter der Flüssigkeitsoberfläche halten, um eine Kontamination durch Spritzer zu vermeiden
- Auf Blasen achten, da sie undichte Stellen anzeigen
- Gründliche Reinigung aller Kanal- und Ventilöffnungen, Steuerungsteile etc. mit einer weichen Bürste, einem Tuch oder Schwamm (am besten Einwegtücher verwenden)
- Bürstenreinigung der Endoskopkanäle (passende Bürste für jeden Kanal verwenden; jeden Kanal mindestens fünfmal durchbürsten bis keine Verschmutzungen mehr an der Bürste sichtbar sind)
- Reinigungslösung mindestens einmal täglich oder bei sichtbarer Verschmutzung wechseln (beim Wechsel das Becken desinfizieren).

Abspülen der Reinigungslösung

(alternativ maschinell im Reinigungs-/Desinfektionsgerät für Endoskope (RDG-E))

- Endoskop und Zubehör in ein Becken mit sauberem Leitungswasser (besser VE-Wasser = demineralisiertes Wasser) legen und alle Kanäle durchspülen
- Restwasser mittels Druckluft (oder Luft aus einer Spritze, nicht mehr als 0.5 bar) entfernen, damit es nicht zu einer Interaktion mit der Desinfektionsmittellösung oder Verdünnung kommt.

Desinfektion

(alternativ maschinell im RDG-E)

- Endoskop in Desinfektionsmittellösung legen und alle zugänglichen Kanäle des Endoskops luftblasenfrei mit Desinfektionsmittellösung füllen
- Konzentrationen und Einwirkzeit nach Herstellerangaben einhalten
- Wannen mit Desinfektionsmittellösung sollten zwischendurch abgedeckt werden.

Schlussspülung

(alternativ maschinell im RDG-E)

- Saubere Einmalhandschuhe anziehen
- Desinfektionsmittelreste sorgfältig entfernen (Endoskop einlegen und alle Kanäle durchspülen)
- Frisches, mikrobiologisch einwandfreies Wasser verwenden (z.B. VE-Wasser = demineralisiertes Wasser, Sterilwasserfilter verwenden).

Trocknung

(alternativ maschinell im RDG-E)

- Durchblasen mit Druckluft (nicht mehr als 0.5 bar), Aussenmantel mit Einwegtuch abtrocknen
- Evtl. Spülung der Kanäle mit Isopropanol 70% für eine zusätzliche Desinfektion und verbesserte Trocknung.

4.3.3 Aufbereitung von endoskopischem Zusatzinstrumentarium

Absaugmaterialien

- Grobe Verschmutzungen entfernen
- Anschliessend manuelle Reinigung und Desinfektion
- Nicht aufbereitbare und stark verschmutzte Materialien entsorgen.

Wasserflasche

- Vor jeder Untersuchung bzw. arbeitstäglich muss steriles Wasser angeschlossen werden.

Zubehörmaterial für Mehrfachgebrauch

(Biopsiezangen, Schlingen etc.)

- Endoskopische Zusatzinstrumente für den Mehrfachgebrauch sollen nach jedem Gebrauch gründlich gereinigt, desinfiziert und sterilisiert werden
- Vor allem bei Biopsiezangen ist eine gründliche Reinigung mit der Bürste vor der Aufbereitung im RDG bzw. der manuellen Desinfektion und Sterilisation äusserst wichtig.

Reinigungsbürsten

- Bürste nach Beendigung aller Reinigungsarbeiten säubern und in die Waschmaschine geben (bei Bedarf sterilisieren oder ersetzen).

Funktionskontrolle und Instrumentenpflege

- Instrumente zusammensetzen und auf korrekte Funktion prüfen
- Sofern erforderlich, Instrumentenpflegemittel anwenden.

4.3.4 Sicherung der Qualität von angewendeten Aufbereitungsprozessen

Um die kontinuierliche Qualität der Aufbereitungsverfahren zu gewährleisten, wird durch periodische Prüfungen nachgewiesen, dass die Wirksamkeit noch gegeben ist und keine unbeabsichtigten Änderungen oder Abweichungen eingetreten sind. Dazu sollte jedes eingesetzte Endoskop mindestens einmal jährlich mikrobiologisch untersucht werden (zur Probenentnahme alle Kanäle mit je 20ml sterilem NaCl 0.9% durchspülen und in einem sterilen Röhrchen auffangen). Dies wird durch die meisten Hersteller beim jährlichen Service durchgeführt.

4.3.5 Lagerung

Das aufbereitete Endoskop in einen Endoskopschrank hängen (es gibt Endoskopschränke, die zugleich noch trocknen). Die Endoskope müssen hängend gelagert werden und mit der Öffnung nach unten, damit Restfeuchtigkeit rauslaufen kann. Die Ventile dürfen nicht aufgesetzt werden, damit allfällige Restfeuchtigkeit entweichen kann.

Sterilisierte Zusatzinstrumente in Sterilgutverpackungen in einem geschlossenen Schrank (geschützt vor Staub, Feuchtigkeit, Temperaturschwankungen) lagern.

Literatur

- 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 Leitfaden. 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.
- Schweizerische Gesellschaft für Sterilgutversorgung (SGSV), Schweizerische Gesellschaft für Spitalhygiene (SGSH), Schweizerisches Heilmittelinstitut (Swissmedic). Gute Praxis zur Aufbereitung von Medizinprodukten. 2016. <https://www.swissmedic.ch/swissmedic/de/home/medizinprodukte/wiederaufbereitung---instandhaltung.html>. Accessed Nov 28 2019.
- Schweizerisches Heilmittelinstitut (Swissmedic). Gute Praxis zur Aufbereitung von Medizinprodukten in Arzt- und Zahnarztpraxen sowie bei weiteren Anwenden von Dampf-Klein-Sterilisatoren. 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 Gesundheitsschutz*. 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.
- Schweizerischen Gesellschaft für Gastroenterologie (SGG), Schweizerischen Gesellschaft für Pneumologie (SGP), Schweizerischen Gesellschaft für Spitalhygiene (SGSH), (SVEP) SVfE. Schweizerische Richtlinie zur Aufbereitung flexibler Endoskope. 2010. https://sggssg.ch/fileadmin/_migrated/content_uploads/Schweizerische_Hygienerichtlinie.pdf. Accessed Nov 28 2019.
- Swissmedic. Wegleitung zur Checkliste Aufbereitung von Endoskopen. 2019. <https://www.swissmedic.ch/swissmedic/de/home/medizinprodukte/wiederaufbereitung---instandhaltung/wiederaufbereitung.html>. Accessed Jan 31 2020.

5. Umgang mit potenziell infektiösen Patienten

5.1 Telefontriage

- Potenziell infektiöse Patienten sollten bereits am Telefon als solche erkannt und umgehend in der Praxissoftware gekennzeichnet werden
- Potenziell infektiöse Patienten dürfen den Wartezimmer nicht betreten und sollten, falls vorhanden, durch einen separaten Eingang direkt in einen dafür vorgesehenen Untersuchungsraum gebracht werden
- Bei eingeschränkter Infrastruktur sollen potenziell infektiöse Patienten am Ende des Tages bzw. als letzte Konsultation einbestellt und alle Kontaktflächen danach ausreichend desinfiziert werden.

und eine stationäre Aufnahme solcher Patienten falls möglich vermieden werden

- Der Quarantänebereich/-raum sollte gut sichtbar markiert und von möglichst wenigen Personen betreten werden
- Schwangere und immunsupprimierte Personen dürfen keine Patienten versorgen, welche mit einem Zoonoseerreger infiziert sind oder bei welchen Verdacht auf eine Zoonose besteht (siehe Anhang, «Wichtige Zoonosen in der Kleintierpraxis/-klinik»).

Fragen, um potenziell infektiöse Patienten zu identifizieren

- Alter und Impfstatus?
 - Junge Tiere, die noch nicht geimpft sind oder erst die Welpenimpfungen erhalten haben, und unzureichend geimpfte adulte Tiere sind anfälliger für Krankheiten, die durch Impfungen verhindert oder gemildert werden (z.B. Parvovirose, Staupe oder Katzenschnupfen)
- Andere kranke Tiere im Haushalt?
- Vorgeschichte/Haltung?
 - Haushalt mit mehreren Katzen/Hunden
 - Aufenthalt in Tierpension, Tierheim etc.
 - Import oder kürzliche Reise in ein Land mit erhöhtem Infektionsrisiko
- Symptome? (z.B. akutes Husten, Niesen, Erbrechen, Durchfall +/- Fieber)
- Bekannte Erkrankungen?

Es ist sinnvoll, eine Liste mit Merkmalen zur Erkennung der wichtigsten Infektionskrankheiten und daraus resultierenden Massnahmen gut sichtbar auszuhängen, damit alle Mitarbeitenden im Telefondienst diese jederzeit einsehen können.

5.2 Quarantänebereich/-raum

- Jede Klinik sollte über einen separaten Quarantänebereich oder Quarantäneraum verfügen, welcher eine Separierung potenziell infektiöser Patienten erlaubt
- Bei Praxen ohne Quarantänebereich sollen die Arbeitsabläufe entsprechend angepasst werden (potenziell infektiöse Patienten zuletzt behandeln)

Potenziell infektiöse Patienten müssen für jedermann gut sichtbar an der Box und, falls möglich, in der Praxissoftware gekennzeichnet werden. Zudem dürfen Tiere vom Quarantänebereich/-raum nicht zurück in herkömmliche Stallungen verlegt werden.

Müssen Tiere im Stallbereich (z.B. in der Intensivstation) unter Quarantäne gestellt werden, sollen die Boxen neben und ober-/unterhalb des Tieres nicht besetzt werden und der Quarantänebereich klar gekennzeichnet sein. Schutzkleidung, Hand- und Flächendesinfektionsmittel müssen auf einer mobilen Einheit vor dem Quarantänebereich bereitgestellt werden.

Operationen und diagnostische Abklärungen ausserhalb des Quarantänebereichs sollten möglichst restriktiv durchgeführt und, falls nötig, am Ende des Tages durchgeführt werden. Danach müssen alle Kontaktflächen desinfiziert werden.

Einrichtung eines Quarantänebereichs

Es sollte möglichst kein Verbrauchsmaterial in der Quarantäne gelagert werden. Die Utensilien müssen jedem Patienten zugeordnet sein. Eingebrauchte Utensilien müssen bei der Endreinigung desinfiziert oder, falls dies nicht möglich ist, entsorgt werden. Behandlungsprotokolle sollen ausserhalb des Quarantänebereiches angebracht werden. Die Durchführung von Quarantänemassnahmen soll schriftlich festgelegt sein und in den betroffenen Bereichen für das Personal gut einsehbar aushängen (Beispiel siehe Anhang, «Quarantänestufen für Hund und Katze an der Kleintierklinik des Tierspitals Zürich»).

Vor dem Quarantänebereich müssen Schutzkleidung, Hand- und Flächendesinfektionsmittel sowie das Behandlungsprotokoll zur Verfügung stehen.

Im Quarantänebereich sollten ein Abfalleimer und die zugeordneten Utensilien für den Patienten (z.B. Stethoskop, Thermometer, Schermaschine, Leinen etc.) verfügbar sein.

Einrichtung im Quarantänebereich

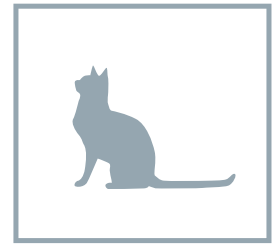


Vor dem Quarantänebereich
Ablage mit Schutzkleidung, Behandlungsprotokoll, Hand- und Flächendesinfektionsmittel



Im Quarantänebereich

Vorraum mit Abfalleimer und persönlichem Untersuchungsmaterial, sowie Platz für Behandlungen



Isolationsbox
Für potentiell infektiösen Patienten

Verhalten Im Quarantänebereich/-raum



Vor dem Betreten des Quarantänebereichs:

- Vorbereitung aller Medikamente und Materialien, welche für die Versorgung des Patienten benötigt werden
- Hygienische Händedesinfektion und Anlegen der Schutzkleidung.



Vor dem Verlassen des Quarantänebereichs:

- Entsorgung aller kontaminierten Materialien
- Flächendesinfektion aller Kontaktflächen
- Schrittweises Ablegen der Schutzkleidung und hygienische Händedesinfektion gemäss folgender Abbildung.

Transport und Versäuberung

Patienten sollen die Quarantäne während dem stationären Aufenthalt nicht verlassen. Ist eine Untersuchung ausserhalb des Quarantänebereiches unumgänglich, muss der Transport auf einem Transportwagen erfolgen, unter Einhaltung der Schutzmassnahmen durch das Personal.

Tiere mit infektiösen Erkrankungen, insbesondere Hunde mit Parvovirose, dürfen nicht ausserhalb der Quarantäne versäubert werden. Eine Versäuberung in einem befestigten Auslauf ist möglich, sofern dieser wirksam desinfiziert werden kann.

5.3 Schutzkleidung

- Schutzkleidung muss vor jedem Quarantänebereich vollständig vorhanden sein
- Schutzkleidung darf nur innerhalb des jeweiligen Quarantänebereichs getragen werden
- Die Schutzkleidung ist direkt nach jeder Tätigkeit zu entsorgen
- Die Schutzkleidung muss die Dienstkleidung vollständig bedecken.

Im Quarantänebereich sollte Einwegmaterial als Schutzkleidung verwendet werden. Einwegmaterial (Mantel, Handschuhe, Schuhüberzug) darf nicht mehrmals verwendet werden.

Schutzmantel (langärmelig) oder Overall

Korrektes Ausziehen von Schutzmänteln:

- Mit angezogenen Handschuhen Verschlüsse öffnen und Mantel von den Schultern streifen indem man am Brustbereich zieht; falls möglich kann vorne am Mantel gezogen werden, bis Verschluss aufreißt. Es darf dabei nicht zur Kontamination der darunter getragenen Dienstkleidung durch kontaminierte Handschuhe kommen
- Mantel mit der kontaminierten Seite nach innen zusammenknüllen und entsorgen



- Handschuhe abziehen und entsorgen
- Hände desinfizieren
- Falls Körperflüssigkeiten durch den Mantel getreten sind, muss die kontaminierte Kleidung darunter gewechselt werden.

Handschuhe

- Mit Handschuhen dürfen keine Flächen ausserhalb des Quarantänebereichs berührt werden
- Die Hände müssen nach Ausziehen der Handschuhe immer desinfiziert werden
- Die Handschuhe sollen vor aseptischen Tätigkeiten und nach Kontakt mit potenziell infektiösem Material gewechselt werden (inkl. Händedesinfektion).

Schuhüberzüge

- Schuhüberzüge sollten im Quarantänebereich immer getragen und vor Verlassen der Quarantäne entsorgt werden.

Fussbäder

- Schuhüberzüge sind Fussbädern vorzuziehen, da die Nutzung von Fussbädern fehlerbehaftet ist (z.B. durch Konzentrationsveränderungen, zu kurze Kontaktzeit, Verschmutzungen)
- Organisches Material muss vor der Benützung eines Fussbades von den Schuhen entfernt werden
- Das Fussbad sollte mindestens täglich oder bei sichtbarer Verschmutzung erneuert werden
- Das gewählte Desinfektionsmittel muss wirksam gegenüber dem zu eliminierenden Erreger, stabil in flüssiger Form und auch bei kurzer Kontaktzeit effektiv sein.

Gesichtsschutz

- Schützt Schleimhäute von Augen, Nasen und Mund vor infektiösem Material
- Besteht meist aus einem Mund-Nasen-Schutz und einer Schutzbrille
- Sollte getragen werden, wenn Kontakt mit Spritzern oder Sprühnebel möglich ist (z.B. Zahnbehandlungen, Zerstäuber, Wundspülungen).

Schutz des Atmungstrakts

- Z.B. N95-Masken, FFP2-Masken
- Filtern auch kleine Partikel aus der Luft und schützen vor Zoonosen, welche durch die Luft übertragen werden (z.B. bei Verdacht auf *Chlamydia psittaci*, *Coxiella burnetti*, Aviäre Influenza, *Mykobakterium bovis*).

5.4 Antibiotika-resistente Keime

- Auch Kleintiere können Träger von resistenten Bakterien sein oder Infektionen mit solchen Keimen aufweisen
- Durch mangelnde IPK kann es zur Übertragung von resistenten Keimen zwischen Patienten und zur Kontamination der Klinik-/Praxisumgebung kommen
- Mangelnde Händehygiene des Personals gilt als einer der wichtigsten Übertragungswege für resistente Keime zwischen Patienten
- Patienten mit Infektionen mit multiresistenten Keimen sollten in der Praxissoftware und an der Tierbox gekennzeichnet sein und nur mit Schutzkleidung untersucht werden.

Als multiresistent werden oft Keime bezeichnet welche gegen ≥ 3 Wirkstoffklassen (ausgenommen intrinsischer Resistenzen) resistent sind. Eine Übertragung antibiotikaresistenter Keime kann zu einer Kolonisation oder – in seltenen Fällen – zu einer Infektion führen. Grundsätzlich stellt eine Kolonisation mit resistenten Bakterien kein klinisches Problem dar. Führen antibiotikaresistente Keime jedoch zu Infektionen, so wird deren Behandlung durch die Resistenzen erschwert; bei mehrfach resistenten Keimen sind die Therapieoptionen limitiert.

Bei Kleintieren spielen vor allem Methicillin-resistente Staphylokokken (*Staphylococcus pseudintermedius* (MRSP), *Staphylococcus aureus* (MRSA), Koagulase-negative Staphylokokken (MRCoNS)), Extended-Spektrum Beta-Laktamase (ESBL)-produzierende Enterobakterien und resistente Stämme von *Pseudomonas aeruginosa* und *Acinetobacter baumannii* eine Rolle. In den letzten Jahren wurden auch Infektionen mit Carbapenemase-bildenden Enterobakterien (CPE) bei Kleintieren gefunden. Viele dieser Keime können über längere Zeit in der Umgebung persistieren. Bei den oben genannten Bakterien handelt es sich um fakultativ pathogene Keime, welche insbesondere bei geschwächter Immunantwort oder beim Vorliegen einer Grunderkrankung eine Infektion auslösen können. Man geht davon aus, dass antibiotikaresistente Keime zwischen Menschen und Tieren übertragen werden können. Insgesamt wird das Risiko als sehr klein eingeschätzt, dass Menschen an Infektionen durch resistente Bakterien der eigenen Haustiere erkranken.

Um die Entstehung und Verbreitung resistenter Keime zu verhindern, sind folgende Aspekte wichtig:

- Umsichtiger Einsatz von Antibiotika (siehe Kapitel 6, «Antibiotika»)
- Optimale Handhygiene des Personals
- Gut definierte und schriftlich festgehaltene Reinigungs- und Desinfektionsverfahren im Praxis-/Klinikalltag
- Infektionsprävention durch den gezielten Einsatz von Impfstoffen und optimale Tierhaltung/-pflege
- Räumliche Separierung (Quarantäne) von Tieren mit Infektionen mit multiresistenten Keimen, Einhaltung von Schutzmassnahmen (s. unten).

Empfehlungen für Besitzer zum Umgang mit Haustieren mit multiresistenten Keimen wurden in einem Merkblatt zusammengefasst. Das Merkblatt ist ein praktischer Ratgeber, der in Zusammenarbeit verschiedener Fachexpertinnen aus der Veterinär- und Humanmedizin entstanden ist. Das Merkblatt kann im Shop für Bundespublikationen gratis bestellt oder heruntergeladen werden: «Multiresistente Keime bei meinem Haustier - was nun?».

Massnahmen in der tiermedizinischen Einrichtung für Patienten mit Infektionen durch multiresistente Keime

- Patienten räumlich getrennt hospitalisieren
- Tiere für das Personal gut sichtbar an der Box und in der Praxissoftware kennzeichnen
- Untersuchung der Patienten nur mit Schutzkleidung (Schutzmantel, Handschuhe), bei Bodenkontakt des Tieres sind Schuhüberzüge indiziert
- Jedem Patienten eigenes Untersuchungsmaterial zuordnen, nach jedem Gebrauch wischdesinfizieren oder sterilisieren
- Decken und ähnliches bei Verschmutzung oder nach Entlassung thermisch oder chemothermisch desinfizierend waschen
- Material, welches nicht aufbereitet werden kann, nach Entlassung entsorgen
- Die Bewegung der Patienten in der tiermedizinischen Einrichtung auf das nötige Minimum reduzieren, Kontaktflächen danach umgehend desinfizieren
- Versäuberung in einem separaten Versäuberungsbereich, welcher für andere Patienten nicht zugänglich ist. Befestigte Versäuberungsbereiche sind bevorzugt, da sie desinfiziert werden können.

Bei grösseren Kliniken, insbesondere bei Kliniken mit intensivmedizinischer Versorgung, ist es angeraten, das Auftreten von Infektionen mit multiresistenten Keimen aktiv zu erfassen, um eine Häufung von Infektionen frühzeitig zu erkennen und entsprechende Massnahmen einleiten zu können.

Zusätzliche Massnahmen für Patienten, die eine Infektion oder Kolonisation mit einem XDR Keim aufweisen (XDR=extensively drug resistant)¹

Beispiele: Carbapenemase-produzierende Enterobakterien (CPE), Vancomycin-resistente Enterokokken (VRE)

- Patienten strikt in einem Quarantänebereich bzw. -raum isolieren
- Transporte und invasive Eingriffe wenn immer möglich vermeiden
- Die Massnahmen sollen erst nach mindestens 5 negativen Testresultaten in über mehrere Wochen gesammelten Proben aufgehoben werden
- Es wird empfohlen, die Massnahmen der *Swissnoso* zu beachten und im Zweifelsfall mit einem Infektiologen Rücksprache zu halten.

¹ Als XDR-Keim wird gemäss Einteilung von Magiorakos et al. 2012 ein Erreger bezeichnet, der nur noch auf zwei oder weniger Antibiotika-Klassen empfindlich ist (also in den meisten antimikrobiellen Klassen gegen mindestens einen Wirkstoff resistent ist).

5.5 Virulent-systemische feline

Calicivirus Erkrankung

Virulent-systemische feline Calicivirus (FCV) Erkrankungen werden durch hochkontagiöse FCV-Stämme hervorgerufen. Die Erkrankung ist mit einer hohen Mortalitätsrate (bis > 60%) assoziiert. Die beschriebenen Ausbrüche in den USA und Europa wurden durch jeweils neu auftretende Stämme hervorgerufen, was durch die hohe Mutationsrate der FCV (RNA Viren) gefördert wird.

Die Infektionen führen zu einem systemischen Entzündungssyndrom (SIRS), einer disseminierten intravasalen Koagulopathie (DIC), Multiorganversagen und Tod. Die Erkrankung verläuft bei adulten Katzen oft schwerer als bei Katzenwelpen. Es liegen kontroverse Resultate vor, ob die FCV Impfung einen partiellen Schutz gegen die virulent-systemische FCV Erkrankung induziert. Die Erkrankung tritt jedoch auch bei geimpften Katzen auf.

Ausbrüche betreffen insbesondere Institutionen mit einer grossen Anzahl von empfänglichen Tieren, wie z.B. Tierheime und -kliniken.

Typische Symptome

- Fieber
- Ödeme, v.a. am Kopf und an den Pfoten, teilweise generalisiert
- Kutane und mukokutane Ulzerationen oder Alopezie/Krusten, v.a. in der Maulhöhle, am Kopf und an den Gliedmassen
- Ikterus infolge Pankreatitis oder hepatischer Nekrose
- Ergüsse (Bauch- oder Brusthöhle)
- Terminal oft Dyspnoe.

Die Diagnose stützt sich auf die typischen klinischen Symptome, die hohe Kontagiosität, die hohe Mortalität und dem Nachweis des gleichen Virusstammes aus Blut/Gewebeproben von mehreren erkrankten Katzen. Zum Nachweis von FCV sollen sensitive und spezifische RT-PCR Methoden eingesetzt werden.

Massnahmen beim Verdacht auf eine virulent-systemische FCV Erkrankung

- Sofortige Isolierung der Katze in einem abgesperrten Quarantänebereich
- Untersuchung mittels vollständiger Schutzkleidung durch zugeteilte Personen, welche keinen Kontakt zu anderen Katzen (inkl. im Privathaushalt) haben
- Desinfektion aller Kontaktflächen mit einem Desinfektionsmittel, welches gegen FCV wirksam ist
- Nicht vollständig desinfizierbare Geräte/Materialien, welche möglicherweise kontaminiert wurden, sollten entsorgt werden. Alternativ, aufgrund der beschränkten zeitlichen Persistenz von FCV auf Oberflächen, kann das Material gut verpackt an einem geschützten Ort für einen ausreichend langen Zeitraum gelagert werden, bis es wiederverwendet werden kann

- Bei einer Häufung von Fällen in einer tiermedizinischen Einrichtung sollten erhöhte Hygienemassnahmen für alle Katzenpatienten (z.B. Schutzmantel, Handschuhe) zum Einsatz kommen
- Bei einem Infektionsausbruch ist meist ein Aufnahmestopp für Katzen, eine Desinfektion der tiermedizinischen Einrichtung und eine Information der Besitzer aller Katzen nötig, die in der Risikoperiode in dieser Einrichtung behandelt wurden.

Im Anhang ist das Merkblatt «Vorgehen bei virulent-systemischer FCV Infektion» zu finden.

Das European Advisory Board on Cat Diseases (ABCD) hat zudem ein Tool erstellt für das Management von FCV Ausbrüchen in Mehrkatzenhaushalten, «Managing FCV outbreaks in multi-cat communities» <http://www.abcd-catsvets.org/wp-content/uploads/2017/10/FCV-control.pdf>.

5.6 Immunsupprimierte Patienten

Immunsupprimierte Patienten sind Patienten, welche eine immunsuppressive Therapie z.B. mit Chemotherapeutika erhalten oder an einer immunsuppressiven Erkrankung leiden sowie sehr junge oder sehr alte Patienten.

Bei diesen Patienten sollte besonders strikt auf eine korrekte Handhygiene sowie eine angemessene Schutzkleidung geachtet werden. Handschuhe sollen gezielt eingesetzt werden und sind bei sauberen Tätigkeiten zwingend zu tragen (z.B. bei Katheterpflege, Injektionen, Blutentnahmen).

Folgende Massnahmen können die Infektionsanfälligkeit von Patienten reduzieren:

- Umsichtiger Einsatz von Antibiotika
- Minimierung des Gebrauchs von immunsupprimierenden Medikamenten
- Vermeidung von Futterwechseln
- Adäquate Schmerztherapie
- Limitierung des Einsatzes von invasiven Eingriffen (z.B. das Setzen von Harnkathetern).

5.7 Impfungen

Die Impfung stellt eine der wichtigsten Massnahmen zur Infektionsprävention dar. Core-Komponenten sind Komponenten, welche für alle Hunde bzw. Katzen zu jeder Zeit empfohlen werden, unabhängig von Haltung und Expositionsrisiko.

Core-Komponenten Hunde

- Staupevirus (CDV)
- Canines Adenovirus-2 (CAV-2)
- Canines Parvovirus (CPV).

Zudem wird bei allen Hunden in der Schweiz eine Impfung gegen *Leptospira spp.* und das canine Parainfluenzavirus (CPIV) sowie eine Tollwut-Impfung empfohlen.

Core-Komponenten Katze

- Felines Herpesvirus (FHV)
- Felines Calicivirus (FCV)
- Felines Panleukopenievirus (FPV).

Bei Katzen mit Auslauf, Kontakt zu Tieren mit unbekanntem FeLV Status, Aufenthalt in Tierpensionen, -heimen etc. und Katzenwelpen, bei denen die Haltungsform im späteren Leben unklar ist, wird zudem eine Impfung gegen das feline Leukämie-Virus (FeLV) empfohlen.

Die aktuellen Impfpfehlungen für Hunde und Katzen in der Schweiz sind auf der Homepage der SVK-ASMPA zu finden https://www.svk-asmpa.ch/images/pdf/tierarzt/Impfpfehlungen_SVK_ASMPA.pdf.

5.8 Fütterung von rohem Fleisch

Immer mehr Haustiere, v.a. Hunde, werden vollständig oder teilweise mit rohem Fleisch gefüttert (BARE, Biologically Appropriate Raw Food/Bones and Raw Food). Das «Barfen» birgt nebst potenziellen positiven Effekten auch Risiken. Insbesondere scheiden «gebarfte» Hunde häufiger Salmonellen aus, oft ohne begleitende Symptome. Ausserdem ist das Füttern von rohem Fleisch mit dem Ausscheiden von resistenten Enterobakterien assoziiert. Auch die Zubereitung der Ration birgt für die Besitzer gewisse Risiken: in einer vor kurzem publizierten Studie aus der Schweiz wurden in 62.7% der untersuchten kommerziellen Rohfleischfutter für Hunde Bakterien mit Antibiotikaresistenzen gefunden (60.8% der Proben wiesen ESBL-produzierende Enterobakterien auf) und 3.9% der Proben waren mit Salmonellen kontaminiert (Nüesch-Inderbinnen et al. 2019). Entsprechend ist auf eine strikte Küchenhygiene und allgemeine Hygiene im Umgang mit diesen Tieren zu achten (z.B. korrekte Handhygiene bei Zubereitung von rohem Fleisch und nach dem Aufnehmen des Kotes der Tiere, gründliche Reinigung von Utensilien wie Schneidbretter und der Arbeitsfläche nach Kontakt mit rohem Fleisch). Wenn sehr junge, alte, schwangere oder immunsupprimierte Menschen im Haushalt wohnen, wird von der Verfütterung von Rohfleisch dringend abgeraten.

Hunde und Katzen sollten während dem Praxis-/Klinikaufenthalt nicht mit rohem Fleisch gefüttert werden, um die Ausscheidung dieser Erreger und damit Gefährdung von Personal und anderen Patienten zu vermeiden. «Gebarfte» Patienten, die mit Durchfallerkrankungen unbekannter Genese vorgestellt werden, sollten mit Schutzkleidung untersucht und unter Quarantänemassnahmen hospitalisiert werden. Diese Tiere sollten nicht von schwangeren oder immunsupprimierten Personen betreut werden.

Literatur

- 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. Antibiotika

- Um der Entstehung von Antibiotikaresistenzen entgegen zu wirken, ist ein sachgemässer Antibiotikaeinsatz essenziell
- Aktuelle Empfehlungen für die Antibiotikatherapie von Hunden und Katzen sind auf AntibioticScout.ch (<https://www.vetpharm.uzh.ch/php/abscout.php>) und im «Therapieleitfaden für Tierärztinnen und Tierärzte – Hunde und Katzen» auf der Homepage des BLV verfügbar (https://www.blv.admin.ch/dam/blv/de/dokumente/tiere/tierkrankheiten-und-arzneimittel/tierarzneimittel/therapieleitfaden-antibiotika-hunde-katzen.pdf.download.pdf/Leitfaden_Kleintier_final_publ_d.pdf)
- Jede tiermedizinische Einrichtung sollte über interne Therapieempfehlungen und Dosisrichtlinien verfügen; dabei kann auf publizierte Empfehlungen zurückgegriffen werden.

6.1 Grundsätzliche Regeln beim Umgang mit Antibiotika

1. Bei einem Antibiotikaeinsatz müssen folgende Voraussetzungen erfüllt sein:
 - Es liegt der Nachweis bzw. ein hoher Verdacht einer bakteriellen Infektion vor
 - Ein Antibiotikaeinsatz zur Therapie der bakteriellen Infektion ist nötig
 - Das gewählte Antibiotikum hat eine gute Wirkung gegen die vermuteten bzw. nachgewiesenen Bakterien
 - Das Antibiotikum erreicht über den gewählten Applikationsweg am Zielort einen genügend hohen Wirkspiegel
 - Das gewählte Antibiotikum kann über die ganze Dauer der Therapie in adäquater Dosierung verabreicht werden.
2. Wenn immer möglich sollte die Wahl des Antibiotikums auf ein Antibiogramm abgestützt werden. Bakteriologische Untersuchungen sind v.a. bei folgenden Patientengruppen essentiell:
 - Kritisch kranke Tiere
 - Immunsupprimierte Tiere
 - Tiere mit chronischen Infektionen
 - Tiere mit rezidivierenden Infektionen
 - Tiere mit nosokomialen Infektionen.

→ Nach Erhalt des Antibiogramms muss bei vorbehandelten Tieren entschieden werden, ob eine Therapieanpassung nötig ist und ob die Möglichkeit besteht, auf einen Wirkstoff mit schmalereem Wirkspektrum umzustellen.
3. Antibiotikapräparate älterer Generation und mit einem schmalen Wirkspektrum sind neueren Präparaten und solchen mit einem breiten Wirkspektrum immer vorzuziehen (siehe «Therapieleitfaden für Tierärztinnen und Tierärzte – Hunde und Katzen»).
4. Bei empirischer Antibiotikatherapie soll die Antibiotikawahl auf aktuelle Empfehlungen, wie sie im Therapieleitfaden zu finden sind, abgestützt werden.
5. Bei gleichzeitiger Verabreichung verschiedener Antibiotika sollen synergistisch wirkende Präparate kombiniert und auf eine sinnvolle Ergänzung des Wirkspektrums geachtet werden (z.B. Sulfonamid + Trimethoprim, β -Laktam Antibiotikum + Aminoglykosid). Ein Antagonismus ist unbedingt zu vermeiden (z.B. Makrolid + Lincosamid).
6. Die Dosierung des eingesetzten Antibiotikums muss adäquat sein; eine Unterdosierung muss auf jeden Fall vermieden werden.
7. Eine korrekte Verabreichung des Antibiotikums muss während der ganzen Therapiedauer sichergestellt werden. Die Tierbesitzer müssen entsprechend instruiert werden.
8. Ein prophylaktischer Einsatz von Antibiotika ist zu vermeiden. Richtlinien zum perioperativen Einsatz von Antibiotika sind im «Therapieleitfaden für Tierärztinnen und Tierärzte – Hunde und Katzen» zu finden.
9. Die Wahl des Antibiotikums und der Therapieverlauf müssen in der Krankengeschichte dokumentiert sein.
10. Präparate, die bei Menschen als sogenannte «antibiotics of last resort» eingesetzt werden (z.B. Carbapeneme, Vancomycin, Linezolid, Rifampicin) **sollten bei Tieren nicht angewendet werden!** Entscheidet sich eine tiermedizinische Einrichtung trotzdem für den Einsatz solcher Präparate, sollte dies nur unter Erfüllung **aller** unten aufgeführten Voraussetzungen geschehen:
 - Vorliegen einer lebensbedrohlichen Erkrankung
 - Erkrankung mit sehr guter Prognose bzw. Aussicht auf Heilung
 - Vorliegen eines Antibiogramms, welches die Wirksamkeit des Wirkstoffes gegen den vorliegenden Erreger zeigt

- Kein anderes Antibiotikum weist eine Wirksamkeit gegen den vorliegenden Erreger auf
- Die korrekte Verabreichung des Antibiotikums in der richtigen Dosierung kann über die gesamte Therapiedauer sichergestellt werden.

6.2 Highest priority critically important antimicrobials

Die WHO hat sogenannte «Highest Priority Critically Important Antimicrobials (HPCIA)s» definiert, welche besonders wichtig für den Einsatz beim Menschen sind und daher in der Tiermedizin nur sehr restriktiv angewendet werden sollten! Zu den HPCIA)s gehören:

- Chinolone (z.B. Enrofloxacin¹, Marbofloxacin², Pradofloxacin³, Difloxacin⁴, Orbifloxacin)
- Cephalosporine der dritten oder einer höheren Generation (z.B. Cefovecin⁵, Ceftiofur, Cefoperazon, Cefquinom)
- Makrolide und Ketolide (z.B. Spiramycin⁶, Tylosin, Tulathromycin, Tilmicosin)
- Glykopeptide (z.B. Vancomycin)
- Polymyxine (z.B. Colistin, Polymyxin B).

Zudem wurde kürzlich die neue Kategorisierung der verschiedenen Antibiotikaklassen (https://www.ema.europa.eu/en/documents/report/categorisation-antibiotics-use-animals-prudent-responsible-use_en.pdf) der European Medicines Agency (EMA) veröffentlicht, welche eine gute Hilfestellung für die Therapiewahl bietet.

Literatur

- Vetsuisse-Fakultät, Schweizerische Vereinigung für Kleintiermedizin (SVK), Gesellschaft Schweizer Tierärztinnen und Tierärzte (GST), Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und Veterinärwesen (BLV). Umsichtiger Einsatz von Antibiotika bei Hunden und Katzen - Therapieleitfaden für Tierärztinnen und Tierärzte. 2019. <https://www.blv.admin.ch/blv/de/home/tiere/tierarzneimittel/antibiotika/nationale-strategie-antibiotikaresistenzen--star--sachgemaesser-antibiotikaeinsatz.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.

Aktuell in der Schweiz für Hund und/oder Katze zugelassene Präparate (Stand März 2020):

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

7. Lagerung von Arzneimitteln

- Arzneimittel sind übersichtlich sowie diebstahlsicher aufzubewahren und dürfen nicht in der prallen Sonne gelagert werden
- Die Aufbewahrungsvorschriften auf den Verpackungen sind immer zu beachten
- Es ist dafür zu sorgen, dass Arzneimittel mit kürzerem Verfallsdatum zuerst verbraucht werden («First in - First out» Prinzip).

Die Lagerräume für Arzneimittel müssen so ausgerüstet sein, dass die vom Hersteller angegebenen Lagerungshinweise bis zur Abgabe eingehalten werden können. Die Lagerungsbedingungen müssen zudem systematisch überwacht und dokumentiert werden. Falls es zu Abweichungen bei den Lagerungsbedingungen kommt, müssen umgehend Massnahmen eingeleitet werden und diese ebenfalls dokumentiert werden.

Besondere Gefahren stellen zu hohe Temperaturen (z.B. durch Heizkörper, direkte Sonneneinstrahlung), zu tiefe Temperaturen (z.B. durch Anfrieren) oder grosse Temperaturschwankungen dar, weil sie die Qualität der Arzneimittel negativ beeinflussen. Vor allem bei Lebendimpfstoffen können bereits kurzzeitige Unter- oder Überschreitungen der vorgegebenen Temperatur die Wirksamkeit beeinträchtigen.

Die meisten Arzneimittel müssen bei den folgenden Temperaturen gelagert werden:

- Tiefgekühlt: unter -15°C
- Kühlschrank: 2-8°C
- Raumtemperatur: 15-25°C.

Zur Überwachung der Temperatur sollten Thermometer verwendet werden, welche innerhalb einer definierten Zeitspanne die minimale und maximale Temperatur anzeigen (sogenannte Minimum-Maximum-Thermometer oder Temperaturlogger). Es gibt auch Thermometer mit Alarmierung, die optisch und/oder akustisch bei Temperaturabweichungen warnen. Die Thermometer müssen regelmässig kalibriert werden. Die Kühlschranktemperatur ist ca. täglich, die Raumtemperatur ca. wöchentlich zu überprüfen (kantonale Vorgaben beachten).

Sterile Arzneimittel zur parenteralen Anwendung sollten bei Zubereitung, Augentropfen und Salben bei Anbruch mit Datum und ggf. der Uhrzeit versehen werden. Angebrochene Packungen sollten deutlich gekennzeichnet werden (z.B. mit einem Kreuz).

Abgelaufene oder angebrochene Arzneimittel müssen korrekt entsorgt werden (siehe Kapitel 11, «Müllbeseitigung»).

Literatur

- Kantonapotheker-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.
- Gesellschaft Schweizer Tierärztinnen und Tierärzte (GST). Richtlinien zum sorgfältigen Umgang mit Tierarzneimitteln. 2018. https://www.gstsvs.ch/fileadmin/media/TAM/de/20180725_Richtlinien_Umgang_TAM_CICD_d_.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. Operationen

8.1 Postoperative Wundinfektionen

- Durch eine gute Hygiene bei Operationen können postoperative Wundinfektionen vermieden und der Einsatz von Antibiotika reduziert werden
- Bei einer Häufung von postoperativen Wundinfektionen sollten mögliche Gründe untersucht und entsprechende Massnahmen ergriffen werden.

Postoperative Wundinfektionen (sogenannte Surgical Site Infections = SSI) entstehen in Folge einer Operation und können gemäss der aktuellen Definition des Center for Disease Control and Prevention (CDC) in oberflächliche und tiefe Infektionen des Inzisionsbereichs, oder in Infektionen eines oder mehrerer Organsysteme eingeteilt werden. Per Definition des CDCs werden Infektionen, die innerhalb von 30 Tagen nach der Operation an der OP-Lokalisation auftreten, als SSI eingestuft.

Grundsätzlich spielen hierbei viele Faktoren eine Rolle. Im Wesentlichen entscheidet das Gleichgewicht zwischen Abwehrkapazität des Patienten und Schweregrad der Keimbelastung (Menge und Pathogenität der eingebrachten Keime) darüber, ob sich eine Infektion entwickeln wird. Das bedeutet unter anderem, dass ein kompetenter Patient eine höhere Belastung ohne Entwicklung einer Infektion verkraften kann, als ein Patient mit geschwächtem Immunsystem. Um die Infektionswahrscheinlichkeit präventiv gering zu halten, sollten darum alle prädisponierenden Faktoren adressiert werden.

Die Operation stellt für den Patienten eine Situation dar, in der die Integrität der Haut, einer der effizientesten Schutzmechanismen gegen das Eindringen von Keimen, durchbrochen wird. Faktoren, die die Abwehr weiter schwächen oder die Bakterienlast erhöhen, bilden Risikofaktoren für die Entwicklung postoperativer Infektionen. Beispiele hierfür sind unter anderem:

- Die Anästhesie- und/oder Operationsdauer
- Die Immunkompetenz des Patienten (ASA-Stufe: ab ASA 3 geht man von einem erhöhten Risiko aus, Begleiterkrankungen, Immunsuppression durch Medikamente)
- Ausmass und Art der intraoperativen Kontamination (Keimgehalt der Haut, Keim-Typ, Anzahl der Personen im Operationsraum, Schutzmassnahmen (Abdeckung des Patienten, OP-Schutzkleidung des Chirurgen), Ventilation und Zustand des Operationssaales)

- OP-Technik (Halsted'sche Prinzipien) und verwendetes Nahtmaterial
- OP-Typ (sauberer, sauber-kontaminierter, kontaminierter, infizierter Eingriff)
- Temperatur und Perfusion (Blutdruck) des Patienten während und nach der OP (je länger eine Hypothermie andauert, desto stärker ist der Effekt auf das Immunsystem)
- Sauerstoffsättigung des Patienten.

Während in der Tiermedizin lange hauptsächlich der Operationstyp zum Einschätzen des postoperativen Infektionsrisikos genutzt wurde, wird in der Humanmedizin schon lange eine Kombination aus patienteneigenen und externen Faktoren berücksichtigt. Die neuesten Antibiotikarichtlinien aus Dänemark haben dieses Vorgehen nun erstmals auch für die Tiermedizin übernommen (Antibiotic Use Guidelines for Companion Animal Practice (2nd ed.), Danish Veterinary Association).

Da insbesondere intrinsische Faktoren (OP-Typ, Kontaminationsgrad, Immunkompetenz des Patienten) nur schwer beeinflussbar sind, ist eine möglichst effektive perioperative Optimierung der extrinsischen Faktoren der Hauptpfeiler zur Prävention von SSI.

Massnahmen zur Reduktion postoperativer Wundinfektionen in Kliniken

1. Bauliche Voraussetzungen

- Operationsräume nur für Operationen benutzen
- Operationsräume so gestalten, dass sie leicht zu reinigen und desinfizieren sind
- Zahnbehandlungen in vom OP Trakt getrennten Räumlichkeiten und nicht zusammen mit anderen operativen Eingriffen durchführen
- Operationsraum von unreinen Zonen (z.B. über eine Schleuse) trennen; die unreinen Zonen beinhalten die Patientenvorbereitung und die Anästhesieeinleitung
- Separater Bereich für die chirurgische Händedesinfektion ausserhalb der Operationsräume; sterile Produkte dürfen nicht in der Nähe gelagert werden (mögliche Kontamination durch Tropfen/Spritzer)
- Korrekte Belüftung der Operationsräume (ggf. ein laminares Luftfiltersystem, 15 x Luftaustausch in 24 Stunden, 20-30% Luftfeuchte, 20-23°C Raumtemperatur, Überdruck im OP-Raum).

2. Patientenvorbereitung und -versorgung

- Ausreichendes Scheren des Fells möglichst kurz vor der Operation in der unreinen Zone, dabei Verletzungen der Haut vermeiden (keine Nassrasur)
- Korrekte Patientenvorbereitung (Waschen der Haut mit hautschonender Seife, Desinfektion vor dem Eingriff mit einem alkoholhaltigen Hautantiseptikum)
- Operations- und Anästhesiedauer so kurz wie möglich halten
- Patienten während der Operation wärmen
- Patienten prä- und postoperativ oxygenieren
- OP-Feld steril abdecken, dabei bieten Einmalprodukte einen verbesserten Schutz im Vergleich zu wiederverwendbaren Tüchern
- Hautinfektionen immer vor dem Eingriff behandeln (vor allem wenn sie sich in der Nähe der Operationsstelle befinden)
- Propofol strikt aseptisch aufziehen und unbenutzte Spritzen mit Propofol gleich wegwerfen (lipidhaltige Lösungen können das mikrobielle Wachstum und die Endotoxinproduktion fördern)
- Aufgezogene Medikamente zur intravenösen Applikation bei Operationen nicht über Nacht lagern, sondern an jedem OP Tag frisch zubereiten.

3. Personalhygiene im OP Trakt

- Verwendung von spezieller Dienstkleidung und Schuhen, welche nur im Operationsbereich getragen werden; das Hemd sollte in die Hose gesteckt werden
- Korrekte Handhygiene und regelmässige Pflege zum Erhalt der Integrität der Haut (siehe Kapitel 3.2, «Handhygiene»)
- Anzahl Personen im OP-Saal auf ein Minimum beschränken
- Sprechen und Umhergehen, soweit möglich, einschränken
- Alle Personen im Operationsbereich sollten einen Mund-Nasen- und Haarschutz tragen; das Herunter- und Wiederhochklappen des Mund-Nasen-Schutzes ist unzulässig; bei sichtbarer Verschmutzung oder Durchfeuchtung ist der Mund-Nasen-Schutz zu wechseln
- Personen, welche direkt in die Operation involviert sind, sollten zusätzlich zu der Operationskleidung sterile Mäntel und Handschuhe tragen
 - Geschlossene Technik zum Anlegen der Handschuhe verwenden, idealerweise assistiertes Anziehen der Handschuhe

- Bei besonders kritischen Eingriffen (viel Flüssigkeit, Endoprothetik) ggf. OP-Mantel mit zusätzlicher Verstärkung der Frontpartie anlegen
- Handschuhe je nach OP-Typ alle 30-150 Minuten, sowie bei Perforation und nach dem septischen Teil einer Operation wechseln; wegen der hohen Perforationsrate bei orthopädischen Operationen grundsätzlich mit orthopädischen Handschuhen mit Indikatoren oder doppelten Handschuhen arbeiten
- Türen sowohl während als auch nach Operationen geschlossen lassen; der Personenverkehr ist soweit möglich zu beschränken.

4. Chirurgische Technik

- Strikte Einhaltung der Halsted'schen Prinzipien, um die Wundheilung nicht zu stören
- Bei Kontamination des OP-Kittels, des OP-Feldes oder der Handschuhe während der OP: Kittel und Handschuhe abseits des OP-Feldes wechseln bzw. das OP-Feld neu abdecken
- Kittel und Handschuhe nach Beendigung der Operation im Operationssaal ablegen
- Sterilverpackungen vorsichtig öffnen, Entnahme des Inhalts durch den operierenden Arzt; aus Kostengründen ist es ratsam, Sterilgut immer erst dann anzureichen, wenn es benötigt wird (für Details zur «Instrumentenaufbereitung/Sterilisation» siehe Kapitel 4.2)
- Drainagen soweit wie möglich vermeiden (oder geschlossene und steril abgedeckte Drainagen bevorzugen)
- Anzahl von Implantaten und Menge von Nahtmaterial möglichst gering halten (wenn möglich resorbierbares monofiles oder evtl. antibakteriell beschichtetes Nahtmaterial bevorzugen).

Von den genannten Faktoren ist der Faktor, für den am häufigsten der umfangreichste Effekt belegt wurde, die Dauer der Anästhesie. Generell kann man davon ausgehen, dass sich etwa alle 60 Minuten das SSI-Risiko verdoppelt. In einer neuen Studie, bei der standardisierte Protokolle zur Prävention von postoperativen Infektionen bei TPLOs beim Hund untersucht wurden, konnte gezeigt werden, dass jede Minute Anästhesie das Risiko für eine SSI um 2% erhöht (Pratesi et al. 2015). Damit ist das Ausmass an Prävention, das durch Optimierung der Abläufe erreicht werden kann, deutlich grösser als jeder bislang dokumentierte präventive Effekt der perioperativen Antibiose in sauberen, sauberkontaminierten oder kontaminierten Operationen.

8.2 Chirurgische Händedesinfektion

1. Wasch- und Reinigungsphase

- 1** Operationskleidung, Haar- und Mund-Nasen-Schutz anziehen



- 2** Schmutz unter den Nägeln mittels Nagelreiniger entfernen



- 3** Reinigung der Unterarme einschliesslich Ellenbogen, Armbeugen und Hände mit Wasser und Seife; Bürsten sollten nur bei starker Verschmutzung und nur für die Nägel verwendet werden, nicht an Hand und Arm verwenden aufgrund der Gefahr von Mikroverletzungen der Haut



- 4** Abspülen der Seife mit Wasser, dabei Hände über Ellenbogniveau halten



- 5** Trocknen von Unterarmen und Händen mit keimarmen Handtüchern.

→ Die Wasch- und Reinigungsphase kann bei Aufeinanderfolge kurzer Eingriffe (<60 Minuten) unterbleiben, wenn die Hände sauber geblieben sind.

2. Desinfektionsphase



- A** Applikation von ca. 5 ml (ca. 3 Pumpstösse) Desinfektionsmittel in die rechte Hand (Desinfektionsmittelspender dabei mit dem Ellbogen bedienen)



- B** Fingerspitzen der linken Hand ca. 5 Sekunden in das Desinfektionsmittel halten (Dekontamination der Nagelunterseiten)



C Mit der rechten Hand den linken Arm bis zum Ellbogen einreiben bis das Desinfektionsmittel verdunstet ist

D Schritte 1-3 am zweiten Arm wiederholen (Desinfektionsmittel in die linke Hand geben, mit linker Hand rechten Arm einreiben)

E Erneut ca. 5ml Desinfektionsmittel in eine Hand geben und damit beide Hände gründlich einreiben (siehe 6 Schritte der WHO).

→ Die Hände müssen trocken sein bevor die sterilen Handschuhe und der sterile Mantel angezogen werden

→ Es muss ausreichend Desinfektionsmittel verwendet werden, damit die Unterarme/Hände während der gesamten vom Hersteller vorgegebenen Einreibzeit vollständig benetzt sind

→ Es sollten Einreibepreparate auf der Wirkstoffbasis von Alkoholen benutzt werden.

Standardisierte Methode mit 6 Schritten gemäss WHO



1 Handfläche an Handfläche reiben



2 Linke Handfläche über rechten Handrücken reiben mit verschränkten Fingern und umgekehrt



3 Handfläche an Handfläche reiben mit verschränkten Fingern



4 Rückseite der Finger an entgegengesetzter Handfläche reiben mit verschlossenen Fingern



5 Rotierendes Reiben des linken Daumens mit rechter Handfläche und umgekehrt



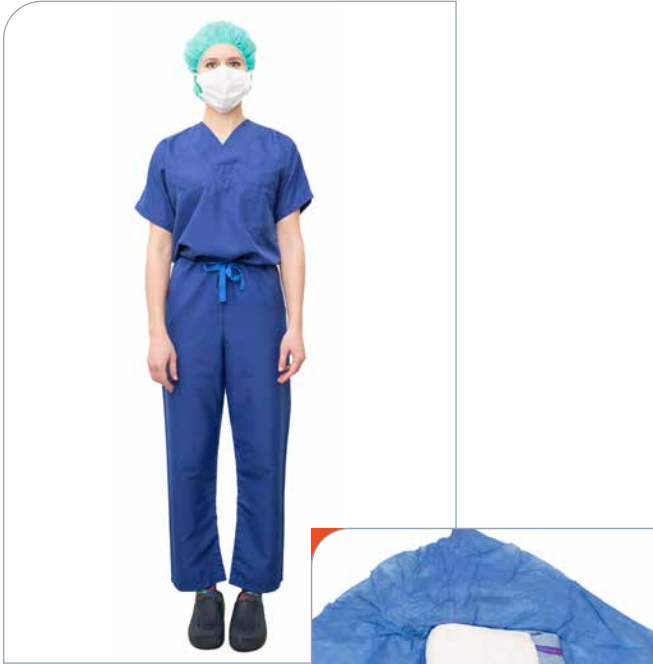
6 Rotierendes Reiben der linken Fingerkuppen in der rechten Handfläche und umgekehrt

8.3 Anlegen des sterilen Mantels und der sterilen Handschuhe

Nach der chirurgischen Händedesinfektion werden der sterile Mantel und die sterilen Handschuhe angelegt. Bei der Beteiligung von mehreren Personen zieht idealerweise

nur eine Person die sterilen Handschuhe in gedeckter Technik selber an. Der Rest des Operationsteams sollte sich dann steril einkleiden lassen («assisted gloving»).

Anlegen des sterilen Mantels und der sterilen Handschuhe (gedeckte Technik)



1 Chirurgische Kleidung inkl. Schuhe sowie Mund-Nasen- und Haar-Schutz anziehen; Mantel bereitlegen



2 Den Mantel innen ergreifen (der Mantel ist mit der Innenseite nach aussen gefaltet)



3 Sich von Tischen und Kästen entfernen und den Mantel mit erhobenen Händen und ausgestreckten Armen entfalten



4 Mit den Händen in die Armlochöffnungen fahren (die Hände und Finger bleiben dabei noch innerhalb des sterilen Mantels und dürfen nicht sichtbar werden)





5 Ein Helfer gibt von hinten Hilfestellung indem er den Mantel im Schulterbereich von innen greift und zieht



6 Der Helfer schliesst den Verschluss am Hals und die hinteren Innenbänder



7

Die Verpackung der sterilen Handschuhe wird geöffnet und der rechte Handschuh wird durch das Armbündchen mit Daumen und Zeigefinger ergriffen



8 Der rechte Handschuh wird mit dem Daumen nach unten auf den rechten Unterarm gelegt



9 Der Handschuh wird mit der linken Hand ergriffen und über das rechte Arm-bündchen gestreift (die Hände bleiben dabei noch in den Mantelarmen)





10 Der linke Handschuh wird von der Verpackung genommen und mit der rechten Hand über das linke Arm-bündchen gestreift



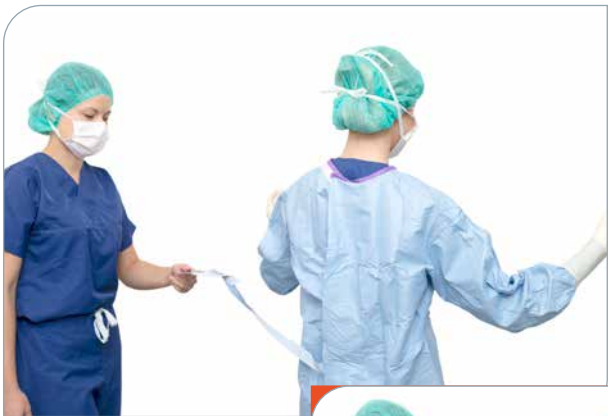
11 Wenn beide Handschuhe über das Arm-bündchen gestülpt wurden, werden die Hände aus dem Mantel vorgeschoben



12 Eine Hand fasst den Kartonstreifen und die andere Hand entzieht das Halteband (der Kartonstreifen bleibt am langen Bündel)



13 Der Helfer fasst den Kartonstreifen am äusseren Drittel



14 Sich selber langsam um die eigene Achse drehen, während der Helfer stehen bleibt



Den langen Bündel ergreifen; der Helfer zieht den Kartonstreifen ab **15**



16 Die beiden Bündel seitlich zusammenbinden



«Assisted gloving»



1 Die steril eingekleidete Person entnimmt die Handschuhe



2 Der rechte Handschuh wird ausgespreizt und über das Armbündchen der rechten Hand gestülpt



3 Der linke Handschuh wird ebenfalls ausgespreizt und über das Armbündchen der linken Hand geschoben



4 Wenn beide Handschuhe über das Armbündchen gestülpt wurden, werden die Hände aus dem Mantel vorgeschoben

Korrekte Haltung im OP



→ Die Vorderseite des Mantels von der Brust bis zum Level des sterilen Feldes können als steril betrachtet werden

Falsche Haltung im OP



→ Der Bereich unter den Armen, die Nackenlinie, die Schultern, das Armbündchen und die Rückseite des Mantels sollten als nicht-steril betrachtet werden, da sie während der OP kontaminiert werden können

8.4 Vorbereitung des Patienten/Hautantiseptik

Am Vortag durch den Besitzer

- Ggf. das Tier mit einem hautneutralen Shampoo ohne antibakterielle Wirkstoffe waschen lassen, um grobe Verschmutzungen zu entfernen (bei elektiven Eingriffen).

In der Vorbereitung (nach dem Einleiten des Patienten)

- Grosszügiges Ausscheren (nicht Rasieren!) des Operationsgebietes; dies sollte möglichst kurz vor der Operation geschehen, dabei Hautverletzungen unbedingt vermeiden (neue oder frisch gereinigte Scherköpfe verwenden)
- Operationsgebiet mit einer gebrauchsfertigen Waschlotion waschen und anschliessend trocknen
- Ggf. Präputium mit einem geeigneten Antiseptikum spülen
- Vorbereitetes Operationsgebiet vor dem Transport in den OP steril abdecken.

Im OP-Raum

- Vor der Antiseptik der Haut sollte das Tier korrekt positioniert werden, als letztes wird die temporäre sterile Abdeckung entfernt
- Hygienische Händedesinfektion und Anziehen von Handschuhen durch die Person, welche die Desinfektion des OP Feldes durchführen wird
- Einreiben der Haut mit einem alkoholhaltigem Hautantiseptikum von zentral nach peripher, dann Tupfer wegwerfen und mit einem neuen Tupfer wieder von zentral beginnen (Tupfer mit einer sterilen Zange oder behandschuhten Hand halten).

→ Es sollte so viel Antiseptikum verwendet werden, dass eine komplette Benetzung der Haut während der gesamten vorgeschriebenen Einwirkzeit sichergestellt ist, aber das Antiseptikum darf nicht am Patient herunterlaufen und eine Lache bilden.

Wahl des Hautantiseptikums

Als Hautantiseptika werden zurzeit vor allem alkoholbasierte Präparate empfohlen. Remanent wirkende antiseptische Zusätze wie Chlorhexidin (Chx) oder Octenidin (Oct) können die Desinfektionswirkung verlängern. Auch Kombinationen von Alkohol und Povidon (PVP)-Iod werden verwendet. Welcher Kombination zurzeit der Vorzug gegeben werden sollte, ist jedoch kontrovers und auch nur auf Alkohol basierte Präparate sind ausreichend effizient (z.B. hydroalkoholische Lösungen). Da vor allem gegen Chx Resistenzen beschrieben sind, und Chx auch Kreuzresistenzen gegenüber Antibiotika induzieren kann, wird die Verwendung zunehmend kritisch gesehen.

Zusätzlich muss bei der Wahl des Antiseptikums auch die Körperstelle bedacht werden, die mit dem Präparat in Kontakt kommt. Beim Einsatz von Chx oder Oct sollte be-

achtet werden, dass diese toxisch für die Augen und für das Innenohr sind. Oct-haltige Präparate werden bei Patienten mit offenen Wunden nicht empfohlen, da sie zu schweren Reizungen führen können, wenn das Abfließen der Substanz nicht gewährleistet ist (es existiert eine offizielle Warnung des Herstellers in diesem Zusammenhang, die Haftung in einem solchen Fall liegt damit beim Anwender). Für die Antiseptik des Scrotums oder der Schleimhäute sollten alkoholhaltige Präparate vermieden werden.

Narkoseeinleitung und Intubation

- Eine hygienische Händedesinfektion ist vor und nach der Intubation vorzunehmen
- Zur Intubation sollten Einmalhandschuhe getragen werden
- Eine Kontamination des Trachealtubus ist zu vermeiden
- Es ist empfehlenswert, Einmalbeatmungsfilter für jeden Patienten zu verwenden.

8.5 Reinigung/Desinfektion des Operationsraumes

Massnahmen im OP-Raum vor Betriebsbeginn

- Wischdesinfektion aller Oberflächen und Lampen.

Durchführung von Desinfektionsmassnahmen nach jedem Eingriff

- Instrumente und Schmutzwäsche einsammeln
- Wischdesinfektion aller patientennahen Flächen (OP-Lampe, OP- und Instrumententische, Wärmematten, Anästhesie-Equipment etc.) sowie aller weiteren kontaminierten Flächen
- Desinfektion des Bodens, falls dieser kontaminiert wurde.

→ Erst nach Abschluss aller Massnahmen der Desinfektion dürfen Vorbereitungen für die nächste Operation vorgenommen werden

→ Der Desinfektionserfolg ist gegeben, wenn die Flächen angetrocknet sind!

Massnahmen nach der letzten Operation des Tages

- Wischdesinfektion der Abfalleimer
- Gesamte Einrichtung inkl. Wände, Decken, Türen auf Verschmutzungen prüfen und bei Bedarf reinigen
- Gründliche Desinfektion aller Geräte (empfindliche Geräte nach Herstellerangaben desinfizieren)
- Wischdesinfektion von Tischen, Schranktüren, Ablageflächen, Ständer, Lampen etc. (Tische mit Rollen durch eine kleine Lache aus Desinfektionsmittel am Boden rollen)
- Reinigung und Desinfektion des Bodens.

Literatur

- 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) beim Robert Koch-Institut (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/gpsc/5may/tools/9789241597906/en/>. 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/wp-includes/ms-files.php?file=2008/04/CCAR-Guidelines-Final2.pdf>. Accessed Feb 3 2020.
- Vetsuisse-Fakultät, Schweizerische Vereinigung für Kleintiermedizin (SVK), Gesellschaft Schweizer Tierärztinnen und Tierärzte (GST), Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und Veterinärwesen (BLV). Umsichtiger Einsatz von Antibiotika bei Hunden und Katzen - Therapieleitfaden für Tierärztinnen und Tierärzte. 2019. <https://www.blv.admin.ch/blv/de/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. Infektionsprävention und -kontrolle bei spezifischen Arbeitsabläufen

9.1 Injektionen & Punktionen

- Durch mangelnde Hygiene bei Injektionen/ Punktionen können Keime verschleppt werden, was zu Spritzenabszessen, Thrombophlebitiden oder sogar Sepsis führen kann
- Medikamente, welche instabil sind oder schnell kontaminieren (z.B. in Ampullen) dürfen erst kurz vor der Injektion geöffnet werden
- Infektionen, Hautschäden und Hauterkrankungen in der Umgebung der Injektions-/Punktionsstelle stellen eine Kontraindikation für Injektionen/ Punktionen dar (Ausnahmen sind diagnostische oder therapeutische Punktionen z.B. bei Abszessen).

Zubereitung von Arzneimitteln

- Sichtprüfung des Produktes auf Verfärbungen, Trübungen und Defekte. Produkte mit Auffälligkeiten dürfen nicht verwendet werden und sollten dem Hersteller gemeldet werden
- Hygienische Händedesinfektion und Wischdesinfektion der Arbeitsfläche
- Das Gummiseptum mit einem alkoholischen Desinfektionsmittel desinfizieren und vollständig abtrocknen lassen (ausser der Hersteller garantiert die Sterilität unter der Abdeckung)
- Die Spritzen und Kanülen mittels «Peel-off-Technik» aus der Sterilverpackung entnehmen (Auseinanderziehen von Plastik und Papier an den dafür vorgesehenen Laschen)
- Aseptische Entnahme des Arzneimittels aus dem Behältnis.

Für jeden Patienten und jede Entnahme müssen neue Spritzen und Kanülen verwendet werden.

Arzneimittel sollten erst unmittelbar vor der geplanten Applikation zubereitet und aufgezogen werden, da es sonst zu einer Keimvermehrung kommen kann.

Durchführung

1. Hautdesinfektion

- Für intramuskuläre, subkutane und einmalige intravenöse Injektionen und Blutentnahmen muss keine Hautantiseptik durchgeführt werden
- Für Punktionen und wiederholt intravenöse Injektionen: Injektionsstelle scheren, Haare entfernen, hygienische Händedesinfektion, Hautantiseptik

2. Injektion/Punktion

- Bei möglichem Kontakt mit Körperflüssigkeiten (z.B. Blutentnahmen) und Tieren mit Verdacht auf Infektionskrankheiten sollten Handschuhe getragen werden; für aseptische Injektionen/Punktionen sind sterile Handschuhe zu verwenden
- Kanülen müssen nach Gebrauch direkt in den dafür vorgesehenen Behältern entsorgt werden, wo sie möglichst ohne Zuhilfenahme der Hände abgestreift werden
- Ein Wiederverschliessen («recapping») der Kanülen muss aufgrund der Verletzungsgefahr vermieden werden.

9.2 Periphere venöse Verweilkatheter & Infusionslösungen

- Eine hygienische Händedesinfektion muss vor und nach jeder Manipulation an peripheren Zugängen sowie dem Infusionsbesteck/Zubehör durchgeführt werden
- Beim Legen von Verweilkathetern muss eine strikte Asepsis eingehalten werden
- Die Indikation für den Verweilkatheter ist täglich zu prüfen; bei fehlender Indikation ist der Katheter umgehend zu entfernen
- Die Einstichstelle ist mindestens täglich auf Anzeichen von Phlebitis zu kontrollieren; bei Anzeichen von Phlebitis muss der Katheter umgehend entfernt werden (zudem muss das gesamte Infusionsset ausgewechselt werden)
- Diskonnektionen sollten auf ein Minimum begrenzt und falls immer möglich vermieden werden.

Die inkorrekte Verwendung von Verweilkathetern kann zu hohen Raten von nosokomialen Bakteriämien führen, daher ist ein hygienisch einwandfreier Umgang mit Verweilkathetern essentiell. Eine Quelle für Bakterien stellen insbesondere kontaminierte Infusionslösungen, die Haut des Patienten oder die Hände des Betreuungspersonals dar. Eine gute Hautantiseptik und Handhygiene tragen viel zur Risikoverminderung bei.

Legen des Verweilkatheters

- Grosszügige Rasur an der geplanten Punktionsstelle, rasierte Haare gründlich entfernen
- Hygienische Händedesinfektion
- Hautantiseptik - Einwirkzeit beachten
- Einstichstelle vor Venenpunktion nicht mehr berühren.

→ Wenn eine Kontamination der Hände mit Blut erwartet wird, sollten Einmalhandschuhe getragen werden, insbesondere bei Patienten mit Zoonosen (z.B. Leishmaniose); Händedesinfektion vor Anziehen/nach Ablegen der Handschuhe durchführen.

Fixieren des Verweilkatheters

- Einstichstelle des Verweilkatheters mit einem sauberen Pflaster abdecken, danach nach Bedarf fixierende Pflasterstreifen darüber anbringen
- Verband anbringen.

Pflege von Verweilkathetern

- Vor und nach jeder Manipulation an Verweilkathetern muss eine hygienische Händedesinfektion durchgeführt werden
- Mindestens einmal täglicher Wechsel des Verbandes und Kontrolle der Einstichstelle und Gliedmasse auf Schwellung, Rötung oder Schmerzen.

Liegedauer von Verweilkathetern inkl. Infusionsset

- Ein Wechsel des Verweilkatheters inkl. des kompletten Infusionssets erfolgt immer, wenn eine Phlebitis oder i.v.-assoziierte Bakteriämie vorliegt bzw. ein Verdacht hierauf besteht
- Bei einer aseptischen Katheterinsertion und strikt hygienischem Umgang mit dem Verweilkatheter kann auf ein festes Wechselintervall verzichtet werden. In der Veterinärmedizin wird meist ein Wechselintervall von 3 Tagen empfohlen (für Verweilkatheter inkl. Infusionsset)
- Die Indikation muss täglich neu überprüft werden; bei fehlender Indikation müssen Verweilkatheter umgehend entfernt werden
- Transfusionsbestecke dürfen max. 4 Stunden verwendet werden.

Umgang mit Infusionslösungen

- Vor der Zubereitung ist eine hygienische Händedesinfektion durchzuführen
- Die Infusionslösung sollte nicht länger als eine Stunde vor dem Start der Verabreichung zubereitet werden
- Die Entlüftung des Infusionsschlauches darf erst unmittelbar vor Applikation der Infusion vorgenommen werden.

Konnection/Diskonnection von Infusionssystemen

- Diskonnectionen sind auf ein absolutes Minimum zu beschränken
- Vor der Konnection/Diskonnection ist eine hygienische Händedesinfektion durchzuführen
- Bei jeder Diskonnection müssen neue, sterile Verschlussstopfen verwendet werden.

Verabreichung von Medikamenten/Infusionslösungen

- Bei der Applikation von Medikamenten über den Infusionsschlauch muss die Membran vorher desinfiziert werden; bei Injektionen direkt über den Verweilkatheter muss dieser nach jeder Applikation mit einem neuen, sterilen Verschlussstopfen verschlossen werden
- Vor und nach einer Medikamentenapplikation muss mit steriler 0,9% NaCl Lösung gespült werden; es darf zu keiner Vermischung von Medikamenten im Infusionsschlauch kommen.

9.3 Harnkatheter

- Harnkatheter dürfen nur nach strenger Indikation gelegt werden und sind baldmöglichst wieder zu entfernen; das Risiko von Infektionen steigt mit der Verweildauer an
- Beim Legen von Harnkathetern muss eine strikte Asepsis eingehalten werden
- Eine hygienische Händedesinfektion muss vor und nach jeder Manipulation am Harnkatheter und Sammelsystem durchgeführt werden (zudem sollten Handschuhe getragen werden)
- Der Harnbeutel muss immer unterhalb des Tieres liegen; ein Rückfluss von Harn aus dem Sammelsystem in die Harnblase muss unbedingt vermieden werden
- Tiere mit einem Harnkatheter sollen während der Verweildauer möglichst nicht antibiotisch behandelt werden (Ausnahmen sind z.B. Tiere mit Sepsis oder ähnlich kritischen Erkrankungen).

Harnkatheter-assoziierte Infektionen gehören zu den häufigsten nosokomialen Infektionen. Die distale Urethra und das Präputium bzw. die Vagina sind mit kommensalen Organismen besiedelt. Durch den Harnkatheter können diese Keime retrograd in die sterilen Bereiche des Harntraktes aufsteigen. Um Infektionen vorzubeugen sind eine gründliche Antiseptik der Vulva bzw. Präputialgegend und das aseptische Legen des Harnkatheters essentiell.

Massnahmen zur Infektionsprophylaxe

- Die Vulva- bzw. Präputialgegend muss einmal täglich kontrolliert und bei Verschmutzung gereinigt werden
- Manipulationen am System dürfen nur nach Händedesinfektion und mit sauberen Handschuhen vorgenommen werden
- Eine ständige Aufrechterhaltung des sterilen geschlossenen Systems ist unbedingt erforderlich
- Kann eine Diskonnektion nicht verhindert werden, muss die Konnektionsstelle vorher mit einem alkoholischen Präparat wischdesinfiziert werden
- Spülungen sind in den meisten Fällen kontraindiziert. Sind Spülungen nötig, muss eine aseptische Arbeitstechnik eingehalten werden
- Der Urinbeutel darf nie über Blasenniveau hängen und der Drainageschlauch darf nicht abknicken. Ein Zurückfliessen von Harn vom Sammelsystem in die Harnblase muss auf jeden Fall verhindert werden. Dies gilt auch während dem Transport oder der Untersuchung des Tieres
- Rechtzeitige Entleerung des Sammelbeckens, beim Entleeren sind Einmalhandschuhe zu tragen.

Bakteriologische Untersuchungen und Einsatz von Antibiotika

Eine bakteriologische Untersuchung des Urins ist nur bei klinischer Symptomatik sowie bei Fieber oder Bakteriämie unbekannter Ursache indiziert. Eine Kultur der Katheterspitze wird nicht empfohlen, da eine Besiedelung des Katheters nicht in allen Fällen mit einer klinischen Infektion gleichgesetzt werden sollte. Falls eine bakteriologische Kultur indiziert ist, sollte der Urin wenn immer möglich via Zystozentese entnommen werden; alternativ kann die Entnahme aus einem neu gesetzten Harnkatheter nach dem Verwerfen von 3-5 ml Urin durchgeführt werden.

Tiere mit einem Harnkatheter sollen während der Verweildauer nicht antibiotisch behandelt werden, da dies das Risiko von Infektionen mit resistenten Bakterien und Pilzen erhöhen kann. Als Ausnahme gelten z.B. Tiere mit Sepsis oder anderen ähnlich kritischen Erkrankungen.

Legen des Harnkatheters

- Bereitlegen des Materials (steril)
- Grosszügiges Ausschneiden der Präputial- oder Vulvagegend, Haare gründlich entfernen
- Händedesinfektion und saubere Handschuhe anziehen
- Haut- und Schleimhautantiseptik
- Handschuhe ablegen und chirurgische Händedesinfektion
- Sterile Handschuhe anziehen
- Auflegen eines sterilen Schlitztuches
- Rüde: Ausschachten durch Hilfsperson (mit Handschuhen, ohne Kontamination des desinfizierten Haut- und Schleimhautbereichs)

- Kater: Ausschachten durch katheterisierende Person
- Kätzin/Hündin: Lokalisation der Urethramündung unter Sichtkontrolle mit sterilem Spekulum oder durch Palpation
- Katheter mit sterilem Gleitgel versehen
- Katheter einführen, ohne Kontakt zu unsterilen Oberflächen
- Katheter annähen bzw. Blocken des Foley-Katheter Ballons mit sterilem NaCl
- Anschluss an ein geschlossenes Harnsystem
- Handschuhe ablegen und hygienische Händedesinfektion.

Entfernen/Wechseln des Harnkatheters

Harnkatheter sind nicht routinemässig in festen Intervallen zu wechseln, sondern bei Bedarf (z.B. bei starker Verschmutzung und Obstruktionen). Der Harnkatheter soll nur solange verbleiben, wie eine Indikation gegeben ist. Das Risiko von Infektionen steigt mit der Verweildauer des Katheters an.

9.4 Verbandswechsel

- Vor und nach dem Verbandswechsel ist eine hygienische Händedesinfektion durchzuführen
- Zur Versorgung von tiefen Wunden und Wunden, welche vitale Strukturen involvieren, sollten sterile Handschuhe getragen werden; bei oberflächlichen Wunden sind saubere, nicht sterile Handschuhe ausreichend
- Die Versorgung von Wunden ohne Infektionsanzeichen ist der von (möglicherweise) infizierten Wunden voranzustellen.

Durchführung des Verbandwechsels

Der Verbandswechsel sollte immer von 2 Personen durchgeführt werden (1. Person führt Verbandswechsel durch / 2. Person fixiert den Patienten).

- Platzierung von Abwurfbehältnissen
- Durchführung einer hygienischen Händedesinfektion
- Ggf. Anlegen von Schutzkleidung (z.B. Mund-Nasen-Schutz bei Erkältungskrankheiten, grossflächigen Wunden; Schutzmantel bei sehr ausgedehnten, infizierten Wunden)
- Richten der Arbeitsfläche (Bereitlegen des Materials, ggf. Vorbereitung einer Spülflüssigkeit)
- Entfernung und umgehende Entsorgung des Verbandes (bei starker Verschmutzung bereits hier Einweghandschuhe tragen)
- Durchführung einer hygienischen Händedesinfektion und Anlegen von sauberen bzw. sterilen Handschuhen
- Ggf. Wundversorgung

- Ggf. Wundlavage (sterile Kochsalzlösung oder Ringer Laktat) oder eine antiseptische Wundbehandlung mit einem geeignetem Wundantiseptikum bei lokaler Infektion (Einwirkzeiten einhalten). Empfohlene Substanzen sind Polyhexanid, hyperchlorige Säure, bei **korrekter** Anwendung und Nachspülen Octenidin (aufgrund des Potentials für Nekrosebildung ist diese Substanz mit Vorsicht einzusetzen; die Herstellerangaben zur Anwendung müssen dringend eingehalten werden)
- Anlegen der Wundauflage, und ggf. eines weiteren Verbandes
- Entsorgung gebrauchter Materialien
- Ablegen der Handschuhe und Durchführung einer hygienischen Händedesinfektion
- Desinfizierende Reinigung der Arbeitsflächen und gegebenenfalls des Verbandwagens.

Genauere Angaben zur Durchführung der Wundtherapie und Wundantiseptik finden sich in den gängigen Lehrbüchern der Chirurgie und Wundtherapie (siehe Literatur).

Bakteriologische Untersuchungen

Offene Wunden sind eigentlich immer kontaminiert, und laut neuester European Wound Management Association (EWMA) Leitlinie ist nicht davon auszugehen, dass eine Dekontamination auf Dauer möglich ist. Nur bei lokal oder systemisch infizierten Wunden oder postoperativen Wundinfektionen ist eine Antibiotikatherapie angezeigt. Vorher sollte immer ein Abstrich (Levine Technik) für eine bakteriologische Untersuchung mit Antibiogramm entnommen werden, um die Antibiotikatherapie gezielt durchführen zu können.

9.5 Zahnbehandlungen

Der Aerosolbildung und potenziellen Belastung der Luft mit pathogenen Keimen sollte durch Schutzmassnahmen Rechnung getragen werden. Deshalb sollten bei Zahnbehandlungen immer ein Gesichtsschutz (z.B. Mund-Nasenschutz und Schutzbrille), Schutzmantel und Handschuhe getragen werden. Zudem sollten Zahnbehandlungen in Räumen durchgeführt werden, in denen keine anderen Eingriffe stattfinden und sich möglichst wenige Patienten und Personen aufhalten. Eine Desinfektion der kontaminierten Oberflächen ist nach jedem Patienten indiziert.

9.6 Geburtshilfe

Zoonotische Erreger (z.B. *Brucella canis*, *Coxiella burnetii*) können bei Kontakt mit Fruchtwasser, Totgeburten und infizierten Neugeborenen übertragen werden. Das Tragen von Handschuhen, einem Schutzmantel (idealerweise wasserfest) und einem Gesichtsschutz (z.B. Mund-Nasenschutz und Schutzbrille) ist daher bei der Geburtshilfe

indiziert. Bei Verdacht auf *Coxiella burnetii* sollten zusätzlich Atemschutzmasken (FFP2) getragen werden.

9.7 Nekropsien

Nekropsien sollten möglichst nicht an Orten stattfinden, wo sich andere Patienten oder Personen aufhalten. Falls dies nicht möglich ist, sollte der Bereich nach der Nekropsie zumindest gründlich gereinigt und desinfiziert werden. Während der Nekropsie ist eine angemessene Schutzkleidung zu tragen (z.B. schnittfeste Handschuhe, Schutzmantel, Gesichtsschutz).

Literatur

- 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. Schmutzwäsche

- Wäsche aus einer tiermedizinischen Einrichtung sollte in einer internen Waschmaschine mit Desinfektionsprogramm oder einer spezialisierten Wäscherei gewaschen werden
- Verschmutzte Wäsche sollte nur mit Handschuhen angefasst werden (inkl. anschließender Händedesinfektion).

10.1 Sammlung der Schmutzwäsche

- Grobe Verschmutzungen vor dem Waschen von Hand entfernen (Handschuhe und Einwegtücher verwenden)
- Die Schmutzwäsche soll möglichst wenig bewegt und geschüttelt werden
- Die Schmutzwäsche wenn möglich immer direkt in einen Wäschesack oder eine Wäschewanne legen (nicht auf den Boden)
- Schmutzwäsche soll separat von der sauberen Wäsche gelagert werden
- Für schmutzige und saubere Wäsche am besten separate Transportbehälter verwenden (z.B. mit Farben oder Beschriftungen deutlich kennzeichnen)
- Den Wäschesack oder die Wäschewanne nach jeder Benutzung waschen bzw. desinfizieren
- Wäschewannen sollten leicht desinfizierbar sein (glatte Oberfläche, keine Rillen/Löcher).

10.2 Waschverfahren

Bei der Beschaffung der Waschmaschine sollte darauf geachtet werden, dass eine Waschmaschine mit Desinfektionsprogramm gekauft wird, da meist nur diese über eine definierte Temperaturhaltezeit verfügen und das erforderliche Flottenverhältnis (Verhältnis der hineingegebenen Wäschemenge zum Wasservolumen) sicherstellen können. Bei herkömmlichen Haushaltswaschmaschinen sollten beim Hersteller die Programmdetails angefordert und abgeklärt werden, ob die Temperaturhaltezeit falls nötig angepasst werden kann.

Folgende Waschverfahren gelten als desinfizierend:

- Thermische Desinfektion: mind. 10 Minuten bei 90°C/ mind. 15 Minuten bei 85°C
- Chemothermische Desinfektion: Verwendung eines Desinfektionswaschmittels (z.B. auf Basis von Persäure, Aktivchlor); Herstellerangaben bezüglich Temperatur, Einwirkzeit, Flottenverhältnis beachten.

Kontaminierte Wäsche und Textilien, welche für die Reinigung/Desinfektion verwendet werden, sollten immer desinfizierend gewaschen werden. Beim Waschen von nicht kontaminierter Wäsche sind keine speziellen Massnahmen nötig. Da aber oft nicht zuverlässig zwischen kontaminierter und nicht kontaminierter Wäsche unterschieden werden kann, ist es sinnvoll, unempfindliche Praxiswäsche immer bei hohen Temperaturen (üblicherweise 95°C Waschprogramm) mit einem Klinikwaschmittel zu waschen. Praxiswäsche, welche nur bei tiefen Temperaturen gewaschen werden kann, sollte mit einem Desinfektionswaschmittel gewaschen werden (erhältlich für Wäsche ab 40° Grad).

Die Wäsche ist erst als sauber anzusehen, wenn sie trocken ist. Die Trocknung im Wäschetrockner trägt viel zur Entfernung der Mikroorganismen bei, deshalb sollte die höchst mögliche Hitzestufe gewählt werden.

Die Schalter und das Bedienungsfeld der Waschmaschine sowie die benutzten Arbeitsflächen sollten regelmässig desinfiziert werden. Bei hoher Kontaminationsgefahr immer auch den Gummiring der Waschmaschine desinfizieren, bevor neue Wäsche in der Waschmaschine gewaschen wird.

Die Dienstkleidung sollte beim Umgang mit Schmutzwäsche durch eine Schürze geschützt werden, welche mindestens einmal täglich und bei Verschmutzung gewechselt bzw. gewaschen wird.

10.3 Wäsche von potenziell infektiösen Patienten

Die Wäsche von potenziell infektiösen Patienten sollte separat gewaschen und getrocknet werden. Dazu ist immer ein desinfizierendes Waschverfahren anzuwenden. Die Wäsche sollte möglichst zeitnah gewaschen und ansonsten kühl gelagert werden, um eine Vermehrung der Keime zu verhindern.

Beim Umgang mit potenziell infektiöser Wäsche muss immer Schutzkleidung (z.B. Schutzmantel, Einmalhandschuhe) getragen werden. Zudem müssen alle Kontaktflächen wischdesinfiziert werden.

Es kann sinnvoll sein, die Wäsche bereits vor dem Transport mit einem Desinfektionsmittel für Textilien einzusprühen (Einatmen der Aerosole vermeiden), um die Kontamination der Umgebung zu verringern. Alternativ kann die Wäsche zum Beispiel auch für 10-15 Minuten in Bleiche (9 Teile Wasser, 1 Teil Bleiche) eingelegt werden.

Für den Transport sollte die Wäsche in einem geschlossenen Kunststoffgebinde (z.B. Plastiksack) mit Kennzeichnung gesammelt werden. Es können auch spezielle Plastiksäcke gekauft werden, welche sich beim Waschen auflösen und somit gleich mit der infektiösen Wäsche in die Waschmaschine gegeben werden können.

Besonders in grösseren Betrieben ist ein guter Informationsaustausch essentiell. Alle Mitarbeitenden, welche mit dem Waschen beauftragt sind, müssen immer darüber informiert werden, wenn die Wäsche von einem potenziell infektiösen Patienten stammt.

Literatur

- 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. Müllbeseitigung

- Die Entsorgung von tierischen Abfällen (z.B. Tierkörper) ist zum grössten Teil im Tierseuchengesetz (TSG) und in der Verordnung über die Entsorgung von tierischen Nebenprodukten (VTNP) geregelt
- Informationen über die Entsorgung von medizinischen Abfällen, für welche das TSG und die VTNP keine Regelungen beinhalten, sind in der Vollzugshilfe «Entsorgung von medizinischen Abfällen» (Bundesamt für Umwelt) zu finden («Sharps», Altmedikamente, Zytostatika etc.)
- Die Abläufe können je nach Kanton und Gemeinden voneinander abweichen.

11.1 Tierkörper

- Entsorgung in Tierkörper/Kadaver-Sammelstellen
- Tierkörper bis 10 kg dürfen auf Privatgrund vergraben werden (Details siehe Verordnung über tierische Nebenprodukte, Art. 25, Anhang 7)
- Heimtiere dürfen auf Tierfriedhöfen begraben werden
- Kremation in Tierkrematorien.

Zu Abfällen mit Kontaminationsgefahr (medizinische Sonderabfälle) gehören:

- Blutabfälle, Sekrete und Exkrete von Mensch oder Tier oder Abfälle, die stark oder ekelerregend mit Blut, Sekreten oder Exkreten behaftet sind (z.B. nicht entleerte oder nicht entleerbare Urin- oder Bluttransfusionsbeutel, verfallene Blutpräparate, Blutproben, stark verblutete Verbände, Abszessdrainagen)
 - Zu beachten: Einzelne Körperflüssigkeiten (Blut, Urin, Eiter, Drainage- und Absaugflüssigkeiten) in leicht entleerbaren Behältnissen können jeweils direkt über den Ausguss entsorgt werden; mit genügend Wasser nachspülen, evtl. Ausguss desinfizieren
- Kontaminierte Kadaver von (Versuchs-)Tieren (z.B. Kadaver aus medizinischen Versuchen, Kontamination durch Behandlungen mit chemischen Substanzen oder mit pathogen oder gentechnisch veränderten Organismen)
 - Zu beachten: eine übliche Behandlung in einer Tierarztpraxis gilt als unbedeutende chemische Kontamination, daher können diese Tiere über die üblichen Wege entsorgt werden.

Zu infektiösen Abfällen (medizinische Sonderabfälle) gehören:

- Körperflüssigkeiten, Exkrete und Sekrete sowie Abfälle, die Materialien, Stoffe oder Medien in erheblichem Umfang enthalten, von denen eine Gefahr der Weiterverbreitung von Infektionserregern ausgeht (z.B. bei Kontamination der Abfälle mit hochrisikobehafteten, übertragbaren Krankheiten wie Tollwut, Tuberkulose oder mit Prionen infizierte Abfälle).

11.2 Abfälle mit Verletzungsgefahr «Sharps»

→ *Kanülen und Nadeln aller Art, Einsteckdorne, Ampullen, Skalpellklingen, Glasröhrchen ohne Inhalt, Objektglasträger etc.*

- Sammlung in überprüften, stichfesten (Wanddicke), flüssigkeitsundurchlässigen und nach Verschluss nicht mehr zu öffnenden Behältern
- Die Verwendung von Altbinden zur Sammlung von Sharps soll grundsätzlich vermieden werden (z.B. Kanister oder Infusionsflaschen sind in der Regel nicht durchstichsicher, also ungeeignet, ebenso ungeeignet sind Glasbehälter)
- Die Sammelgebilde müssen eindeutig und klar erkennbar beschriftet sein (z.B. «Vorsicht Sharps»)
- Die Lagerung dieser Abfälle geschieht an einem nur dem Fachpersonal zugänglichen Ort
- Sharps werden kontrolliert in einer Kehrichtverbrennungsanlage oder in einer Sonderabfallverbrennungsanlage entsorgt (Abholdienste durch spezialisierte Entsorgungsfirmen).

11.3 Altmedikamente

→ *alle Medikamentenprodukte, die nur über den Fachhandel erhältlich sind (z.B. in Apotheken, Praxen, Pharmaindustrie) inkl. Behälter von Medikamenten, die noch Medikamente enthalten oder mit diesen kontaminiert sind sowie Altmedikamente der Homöopathie und der Alternativmedizin, die unbekannte oder gefährliche Inhaltsstoffe enthalten (z.B. Schwermetalle).*

Nicht als Altmedikamente im Sinne der Abfallvorschriften gelten Medikamente, die auch im Nicht-Fachhandel gekauft werden können (z.B. Medizinaltees, Vitamintabletten, Mg-Tabletten); diese dürfen über den Siedlungsabfall entsorgt werden.

- Altmedikamente sind in geeigneten Behältern einzusammeln
- Die Zwischenlagerung erfolgt an einem nur dem Betriebspersonal/Fachpersonal zugänglichen Ort
- Altmedikamente dürfen nie über das Abwasser (Toilette, Spülbecken) entsorgt werden

- Die Entsorgung von Altmedikamenten erfolgt kontrolliert in einer Kehrichtverbrennungsanlage, in einer Sonderabfallverbrennungsanlage oder in einer anderen geeigneten Verbrennungsanlage (Abholdienste durch spezialisierte Entsorgungsfirmen)
- Die Entsorgung von Betäubungsmitteln erfolgt kontrolliert und überwacht in einer geeigneten Verbrennungsanlage der zuständigen kantonalen Kontrollstelle und entsprechend dem kantonalen Vollzug
- Grössere Mengen an Impfstoffen sollen vor der Entsorgung sterilisiert/desinfiziert/inaktiviert werden.

11.4 Zytostatika-Abfälle

→ *Medikamente mit zytostatischen Substanzen, überlagerte Zytostatika und mit Zytostatika stark kontaminierte Materialien (Anwendung, Herstellung, Zubereitung)*

- Die Zwischenlagerung dieser Abfälle erfolgt kontrolliert und unter Verschluss
- Für die Sammlung sind feste Behälter notwendig (es empfiehlt sich eine spezielle Farbgebung der Behälter, diese sollen nach der Verfüllung nicht mehr zu öffnen sein)
- Die Sammelbehälter sollen mit dem Warnhinweis «TOXIC» gekennzeichnet sein (dieses Bezeichnungsmaterial sollte von der Entsorgungsfirma geliefert werden können)
- Aus Gründen der Arbeitssicherheit sind Zytostatika-Abfälle getrennt von Altmedikamenten zu erfassen
- Die Entsorgung von Zytostatika-Abfällen erfolgt grundsätzlich durch Verbrennung in einer Sonderabfallverbrennungsanlage (die Entsorgung bestimmter Zytostatika-Abfällen ist unter gewissen Umständen auch kontrolliert in einer Kehrichtverbrennungsanlage möglich).

Literatur

- Bundesamt für Umwelt Wald und Landschaft (BUWAL). Entsorgung von medizinischen Abfällen. 2004. <https://www.bafu.admin.ch/bafu/de/home/themen/abfall/publikationen-studien/publikationen/entsorgung-von-medizinischen-abfaellen.html>. Accessed Jan 8 2020.
- Amt für Umwelt (Kanton Thurgau). Medizinische Abfälle richtig entsorgen. 2008. https://www.abfall.ch/pages/info/pdf/flyer_mediz_abf%E4lle_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. Personenschutz

12.1 Bisse und Kratzer

Bisse und Kratzer sind häufige Arbeitsunfälle in der Tiermedizin. Das Personal sollte in der Anwendung von Massnahmen zur Vermeidung von Biss/Kratzverletzungen geschult sein. Bei Bedarf sollen geeignete Fixationsmassnahmen, Maulkörbe oder eine Sedation/Anästhesie zum Einsatz kommen. Dabei ist auf ein artgerechtes Handling des Tieres zu achten.

Wenn es zu einer Bissverletzung kommt, muss diese schnellst möglich medizinisch versorgt werden. Besonders gefährlich sind Bisse an den Händen und im Gesicht sowie Punctionswunden bei Katzenbissen, daher ist in diesen Fällen unverzüglich ein Arzt aufzusuchen. Vor allem Punctionswunden werden oft unterschätzt, da sie äusserlich meist wenig sichtbar sind. Erhebliche Verletzungen durch Hunde müssen nach Art. 78 der Tierschutzverordnung der zuständigen kantonalen Stelle gemeldet werden.

Ein Merkblatt zum Vorgehen nach Tierbissen in der Veterinärmedizin ist auf der Internetseite der Universität Zürich (Sicherheit und Umwelt -> Arbeitsmedizin) <https://www.su.uzh.ch/de/activities/arbeitsmedizin/doku.html> zu finden.

12.2 Gegenstände mit Verletzungsgefahr «Sharps»

Folgende Regeln sollten im Umgang mit Sharps beachtet werden:

- Sharps sollen immer direkt nach der Benützung entsorgt werden
- Sharps dürfen nur in speziellen Sharps-Containern entsorgt werden, welche überall zur Verfügung stehen sollten, wo Sharps verwendet werden (siehe Kapitel 11, «Müllbeseitigung»)
- Nie die Nadelkappe mit dem Mund entfernen
- Nadeln nicht biegen oder manipulieren
- Nadeln ohne Nadelkappen nicht an andere Personen reichen
- Fachgerechte Fixierung der Tiere
- Nadelkappen nicht von Hand wieder aufsetzen (kein «recapping»)!
 - Wenn immer möglich gebrauchte Nadeln direkt am Sharps-Container abstreifen
 - Falls ein «recapping» nötig ist, Nadelkappe einhändig mittels Nadelspitze auffädeln während die Nadelkappe auf einer horizontalen Fläche liegt (alternativ Verwendung einer Klemme/Pinzette).

12.3 Umgang mit diagnostischen Proben

Diagnostische Proben sollten als potenziell infektiös betrachtet werden und nur mit Handschuhen angefasst werden. Kontaktflächen sollten umgehend wischdesinfiziert werden.

Diagnostische Proben sollten in einem separaten Bereich der tiermedizinischen Einrichtung verarbeitet und in einem separaten Kühlschrank gelagert werden.

Für den Versand von diagnostischen Proben ist darauf zu achten, dass diese ausfluss- und bruchsicher verpackt werden und durch Personal im Ziellabor gefahrlos wieder ausgepackt werden können.

12.4 Impfungen

Tierärztinnen und -ärzte (inkl. Studierende, Praxisangestellte) sollten neben den üblichen empfohlenen Basisimpfungen (inkl. Tetanusimpfung) auch durch eine Tollwutimpfung geschützt sein. Zur Überprüfung der Tollwutimpfung kann eine Antikörpertiterbestimmung durchgeführt werden.

Aktuelle Empfehlungen sind im «Schweizerischen Impfplan» des Bundesamts für Gesundheit (BAG) zu finden <https://www.bag.admin.ch/bag/de/home/gesund-leben/gesundheitsfoerderung-und-praevention/impfungen-prophylaxe/schweizerischer-impfplan.html>.

12.5 Immunsupprimierte und schwangere Personen

Schwangere und immunsupprimierte Personen dürfen keinen Kontakt zu Tieren mit Verdacht auf zoonotische Infektionen haben. Eine individuelle Risikoabschätzung sollte im Einzelfall durch einen Spezialisten erfolgen.

Eine Checkliste als Hilfestellung bei Fragen zum Mutterschutz im Veterinärwesen ist im «Vet-Portal» <https://www.gstsvs.ch/de/vet-portal.html> der Gesellschaft Schweizer Tierärztinnen und Tierärzte (GST) zu finden.

Literatur

- 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.
- 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. Klinik-/Praxisausstattung

- Der Aufbau und die Ausrüstung einer tiermedizinischen Einrichtung sind entscheidend dafür, ob Hygienemassnahmen effizient umgesetzt werden können. Daher sollten bei Neubauten oder Renovationen Aspekte der Infektionskontrolle immer mitberücksichtigt werden.

Einige Mängel sind in bestehenden tiermedizinischen Einrichtungen nur schwer zu beheben, allerdings können auch kleinere Massnahmen sehr effektiv sein (u.a. genügend Handdesinfektionsmittelspender, separate Kühlschränke, sinnvolle Abläufe/Routen «sauber zu schmutzig»).

13.1 Handhygiene-Equipment

In allen Räumlichkeiten, in denen Patienten untersucht und behandelt oder hospitalisiert werden, und in allen Toiletten und Garderoben, sollten Handwaschplätze zur Verfügung stehen. Alle Waschplätze sollten mit Seife, alkoholischen Handdesinfektionsmitteln, Handpflegeprodukten und Einmalhandtüchern ausgestattet sein. Es sollen nur Einmalgebilde verwendet werden.

Zusätzliche Handdesinfektionsspender sollten so platziert werden, dass die Handhygiene gemäss den 5 Indikationen der WHO möglichst einfach umgesetzt werden kann. Dazu sollten die Spender zahlreich und möglichst patientennah angebracht werden.

Eine gute Erreichbarkeit und sinnvolle Anordnung des Handhygiene-Equipments ist ausschlaggebend dafür, ob die Handhygienerichtlinien eingehalten werden oder nicht.

13.2 Vermeidung poröser Oberflächen

Poröse Oberflächen wie unversiegeltes Holz, Beton, Mörtel oder Oberflächen mit Rissen sollten in allen Bereichen, in welchen Patienten gehalten, untersucht oder behandelt werden, vermieden werden. Sie sollten gegen leicht zu reinigende und desinfizierende Oberflächen ausgetauscht werden.

13.3 Quarantänebereich/-Raum

Der Quarantänebereich/-raum sollte sich an einem Ort mit wenig Durchlauf befinden und mit einfach zu desinfizierenden Materialien/Oberflächen ausgestattet sein. Idealerweise sollte die Luft aus einem Quarantänerraum separat abgeleitet werden (alternativ kann zum Beispiel ein HEPA Filter verwendet werden).

Besonders in grösseren tiermedizinischen Einrichtungen ist es essentiell, den Quarantänerraum gut zu strukturi-

rieren und so auch die Versorgung von mehreren potenziell infektiösen Patienten gleichzeitig zu ermöglichen. Eine gute Einsehbarkeit der Boxen hilft, die Überwachung der Tiere in Quarantäne sicher zu stellen. Angrenzend an den Quarantänerraum sollte eine befestigte Fläche zur Verfügung stehen, wohin Hunde zur Versäuberung gebracht werden können und welche anschliessend desinfiziert werden kann.

13.4 Pausen-/Essensraum fürs Personal

Für das Personal sollten Aufenthalts- oder Essensräume zur Verfügung stehen. In diesen Bereichen dürfen keine Patienten anwesend sein oder diagnostische Proben aufbewahrt oder verarbeitet werden. Esswaren des Personals dürfen nicht in Kühlschränken im Patientenbereich gelagert werden, dafür muss ein separater Kühlschrank zur Verfügung stehen.

13.5 Schädlingskontrolle

Einige wichtige Erkrankungen können durch Vektoren wie Mäuse, Ratten, Flöhe, Zecken, Mücken oder Fliegen übertragen werden, da diese mit dem Pathogen selber infiziert sein oder es mechanisch verschleppen können. Daher sollten Schädlinge in tiermedizinischen Einrichtungen verhindert bzw. effizient bekämpft werden.

Beispiele für Bekämpfungsmassnahmen:

- Untersuchung aller Tiere auf Ektoparasiten bei Eintritt und eine umgehende Behandlung bei Befall
- Offenes Futter und Abfälle in stabilen Behältnissen mit dichten Verschlüssen aufbewahren
- Umgehende Entsorgung von Essensresten und anderen Substanzen (wie Kot), welche Nager oder Insekten anlocken können
- Mögliche Eintrittspforten ins Gebäude verschliessen (z.B. mittels Stahlwolle oder Drahtgeflechten unter Türen oder um Rohre)
- Beseitigung von möglichen Nistplätzen für Nager
- Insektenschutzgitter an den Fenstern
- Ansammlungen von stehendem Wasser um das Gebäude vermeiden, da diese als Brutplätze für Mücken dienen können.

13.6 Ventilationssysteme

Beim Neubau oder der Renovierung von tiermedizinischen Einrichtungen sollten auch die Lüftungssysteme fachgerecht erstellt oder überprüft werden. Dies gilt insbesondere für Quarantänerräume.

Die Abluft aus Quarantänerräumen sollte separat über das Dach abgeleitet werden. Zudem sollte eine Luftwechselrate von mindestens 5 x pro Stunde angestrebt werden.

Die Abluft sollte in 3 Stufen gefiltert werden:

1. Im Abluftgitter ein feines Drahtgeflecht, um Haare und grosse Teile zu entfernen. Dieses muss einfach zu reinigen sein
2. Ein Feinstaubfilter, welcher Staub und andere Partikel entfernt (z. B. ISO ePM1 70 % oder besser)
3. Ein hoch-effizienter HEPA-Filter (mindestens H13), welcher virale Partikel und andere sehr kleine Partikel unter PM 1 entfernt.

Die Filter sollten regelmässig geprüft und bei Bedarf gewechselt werden (Feinstaubfilter mindestens jährlich). Das Abluftgitter sollte regelmässig gereinigt werden, um Verstopfungen und Ansammlungen von infektiösem Material zu verhindern. Das Personal, welches diese Wartungsarbeiten ausführt, sollte mit Schutzkleidung und geeigneten Staubmasken geschützt werden. Die Abfälle und gebrauchten Filter müssen fachgerecht entsorgt werden.

Literatur

- 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.
- 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

Anhänge zum Download

Desinfektionsplan		Kleintierklinik	
Weg	Weg	Weg	Weg
Handhygiene	Handhygiene	Handhygiene	Handhygiene
...

Vorlage eines Hygieneplans

Diese Vorlage bietet die Möglichkeit, auf die jeweilige Kleintierpraxis/-klinik zugeschnittene Hygienepläne zu erstellen.

[Download «Hygieneplan»](#)

Prüfung	Prüfung	Prüfung	Prüfung	Prüfung	Prüfung
...

Beispiel-Protokoll für einen Hygieneaudit

Diese Vorlage dient als Basis für einen Hygieneaudit und kann auf die jeweiligen Bedürfnisse angepasst werden.

[Download «Hygieneaudit»](#)

EIGENSCHAFTEN UND WIRKSPEKTREN VON WIRKSTOFFEN FÜR DIE DESINFEKTION									
Wirkstoff	Wirkstoff	Wirkstoff	Wirkstoff	Wirkstoff	Wirkstoff	Wirkstoff	Wirkstoff	Wirkstoff	Wirkstoff
...

Eigenschaften und Wirkspektren von Wirkstoffen für die Desinfektion

Eine Liste von Desinfektionswirkstoffen mit den jeweiligen Eigenschaften und Besonderheiten.

[Download «Desinfektionswirkstoffe»](#)

WICHTIGE ZOONOSEN IN DER KLEINTIERPRAKIS/-KLINIK									
Zoonose	Zoonose	Zoonose	Zoonose	Zoonose	Zoonose	Zoonose	Zoonose	Zoonose	Zoonose
...

Wichtige Zoonosen in der Kleintierpraxis/-klinik

Eine (nicht abschliessende) Liste relevanter Zoonosen in der Kleintierpraxis.

[Download «Zoonosen»](#)

Standard Operating Procedure	
...	...

Vorgehen bei virulent-systemischer FCV Infektion

Dies ist das SOP (Standard Operating Protocol) des Tierspitals Zürich im Umgang mit virulent-systemischen Felinen Calicivirus-Infektionen.

[Download «FCV»](#)

BEISPIEL FÜR DIE EINGETILGUNG VON QUARANTÄNESTUFEN BEI HUND UND KATZE DES TIERSPITALS ZÜRICH									
...

Quarantänestufen für Hund und Katze an der Kleintierklinik des Tierspitals Zürich

Ein Beispiel für die Einteilung der Quarantänestufen, wie sie an der Kleintierklinik des Tierspitals Zürich verwendet wird.

[Download «Quarantänestufen»](#)

Impressum

Herausgeberin

Universitäres Tierspital, Winterthurerstrasse 260, 8057 Zürich

Konzept, Gestaltung und technische Umsetzung

Jeanne Peter, Leitung Vetcom, Wissenschaftliche Illustration

Serafina Fratto, Grafik Design

Bilder

Léa Girardin, Fotografien

Redaktion

PD Dr. med. vet. Barbara Willi

Dr. med. vet. Alina Hubbuch

Med. vet. Nina Stahel

Website

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

