

Vergleich der Ergebnisse bakteriologischer Kulturen aus  
Nasenausfluss, Nasenhöhrentupfer und Nasenbiopsien bei  
Hunden und Katzen mit nasalen Erkrankungen

von Thomas Alexander Niedenführ

Inaugural-Dissertation zur Erlangung der Doktorwürde  
der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität  
München

Vergleich der Ergebnisse bakteriologischer Kulturen aus  
Nasenausfluss, Nasenhöhrentupfer und Nasenbiopsien bei  
Hunden und Katzen mit nasalen Erkrankungen

von Thomas Alexander Niedenführ

aus München

München 2025

Aus dem Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Lehrstuhl für Innere Medizin der Kleintiere

Arbeit angefertigt unter der Leitung von:

Priv.-Doz. Dr. Bianka Schulz

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Reinhard K. Straubinger, Ph.D.

Berichterstatter: Priv.-Doz. Dr. Bianka Schulz

Korreferent/en: Univ.-Prof. Dr. Frank Ebel  
Univ.-Prof. Dr. Gabriela Knubben

Tag der Promotion: 26. Juli 2025

*Meinem Äffchen*

---

**INHALTSVERZEICHNIS**

<b>I.</b>	<b>EINLEITUNG .....</b>	<b>1</b>
<b>II.</b>	<b>LITERATURÜBERSICHT (PUBLIKATION) .....</b>	<b>3</b>
	Die chronische Rhinitis bei Hund und Katze - eine Literaturübersicht zu Ätiologie, Diagnostik und Therapie	
<b>III.</b>	<b>PUBLIKATION .....</b>	<b>21</b>
<b>IV .</b>	<b>DISKUSSION .....</b>	<b>28</b>
<b>V.</b>	<b>ZUSAMMENFASSUNG .....</b>	<b>36</b>
<b>VI.</b>	<b>SUMMARY .....</b>	<b>37</b>
<b>VII.</b>	<b>LITERATURVERZEICHNIS .....</b>	<b>38</b>
<b>VIII.</b>	<b>DANKSAGUNG .....</b>	<b>43</b>

**ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS**

ND	Nasal discharge = Nasenausfluss Tupfer
NC	Nasal cavity = Nasenhöhle tupfer
NB	Nasal biopsy = Nasenbiopsie
BU	Bakteriologische Untersuchung
CR	Chronische Rhinitis

## I. EINLEITUNG

Der Körper von Tieren und Menschen ist mit einer Vielzahl verschiedener Bakterienarten besiedelt (LI et al., 2019). Solange sich das Mikrobiom im Gleichgewicht befindet, können Mikroorganismen und ihr Wirt in Symbiose koexistieren (DETHLEFSEN et al., 2007). Auf Basis des heutigen Kenntnisstandes der kommensalen Bakterienflora in den oberen Atemwegen ist eine Interpretation der Ergebnisse von Bakterienkulturen aus diesem Bereich schwierig (MERCIER et al., 2006). Eine primäre bakterielle Rhinitis gilt als eine seltene Ursache für chronische Nasenprobleme bei Hunden und Katzen. Eine sekundäre bakterielle Infektion wird hingegen als häufige Begleiterscheinung von Nasenerkrankungen beschrieben; daher resultieren antibiotische Behandlungen häufig in einer vorübergehenden Verbesserung der klinischen Symptome (COHN, 2020). Eine Schädigung der Nasenschleimhaut und als Folge eine bakterielle Infektion kann durch verschiedene Ursachen ausgelöst werden, z. B. entzündliche chronische Rhinitis, Pilz-, Virus- oder Parasiteninfektionen, Neoplasien, nasale Fremdkörper oder zahnmedizinisch bedingte Nasenerkrankungen (JOHNSON, 2013). Eine ätiologische Beteiligung von Bakterien bei Hunden und Katzen mit chronischer Rhinitis wird nicht ausgeschlossen, da die meisten dieser Patienten nach der Behandlung mit Antibiotika eine deutliche Verbesserung der klinischen Symptome zeigen (LOBETTI, 2009). Die bakterielle Beteiligung bei Patienten mit einer nasalen Pathologie wird als sekundärer Prozess zusätzlich zu der vorhandenen Grunderkrankung angesehen. Durch die Unterdrückung der Abwehrmechanismen der Nasenschleimhäute wird eine bakterielle Besiedlung und schließlich eine Infektion der nasalen Mukosa begünstigt (COHN und REINERO, 2007).

Die Kultivierung von Proben aus der Nase wird in der Kleintierpraxis nach wie vor häufig durchgeführt. Allerdings konnte gezeigt werden, dass die Probenentnahmemethode bei Katzen mit nasalen Erkrankungen die Ergebnisse der bakteriologischen Nasenkulturen signifikant beeinflussen kann (JOHNSON und KASS, 2009). Einige Autoren sehen in der Kultivierung von Nasenausfluss nur einen begrenzten Nutzen, da wahrscheinlich die kommensale Bakterienflora aus dem Oropharynx mit kultiviert wird und eine Interpretation der Befunde schwerfällt (SCHULZ et al., 2006). Stattdessen werden von anderen Autoren tiefe Biopsien oder Nasenhöhletpuffer für eine bakteriologische Untersuchung empfohlen

(COHN, 2020). Derzeit scheint es noch unklar, welche Methode und welche Lokalisation für die repräsentative Entnahme und Kultivierung von bakteriologischen Nasenproben bei Hunden und Katzen mit chronischen Nasenerkrankungen verwendet werden sollte.

Da die Bedeutung von Bakterienkulturen aus der Nase kontrovers diskutiert wird und die optimale Lokalisation für die Entnahme von Bakterienproben nach wie vor nicht bekannt ist, war das Ziel der vorliegenden Studie der Vergleich von bakteriologischen Untersuchungsergebnissen aus drei verschiedenen Entnahmestellen. Dazu wurden bakteriologische Proben aus Nasenausfluss oder dem Nasenspiegel (ND), ein tiefer Nasenhöhletpuffer (NC) und eine Nasenschleimhautbiopsie (NB) von Hunden und Katzen mit nasalen Erkrankungen kultiviert und verglichen. Sowohl die kultivierten Bakterienspezies als auch die Übereinstimmung zwischen den Ergebnissen von den drei Lokalisationen wurden ausgewertet, um festzustellen, ob Proben von verschiedenen Lokalisationen vergleichbare Ergebnisse ergeben.

## **II. LITERATURÜBERSICHT**

Niedenführ T, Zöllner M, Schulz B. Die chronische Rhinitis bei Hund und Katze – eine Literaturübersicht zu Ätiologie, Diagnostik und Therapie [Chronic rhinitis in dogs and cats - an overview of etiology, diagnostics and therapy]. Tierarztl Prax Ausg K Kleintiere Heimtiere. 2025 Apr;53(2):82-95. German.  
doi: 10.1055/a-2548-1533

## Die chronische Rhinitis bei Hund und Katze – eine Literaturübersicht zu Ätiologie, Diagnostik und Therapie

### Chronic rhinitis in dogs and cats – an overview of etiology, diagnostics and therapy



Autorinnen/Autoren

Thomas Niedenführ<sup>1</sup>, Martin Zöllner<sup>2</sup>, Bianka Schulz<sup>2</sup>

#### Institute

- 1 Klinik für Kleintiere, Universität Leipzig
- 2 Kleintierklinik, Ludwig-Maximilians-Universität München

#### Schlüsselwörter

Oberer Respirationstrakt, chronische Rhinitis, chronische Nasenerkrankung, Nasenausfluss, Niesen

#### Keywords

Upper respiratory tract, chronic rhinitis, chronic nasal disease, nasal discharge, sneezing

eingereicht 22.09.2023

akzeptiert 06.03.2025

#### Bibliografie

Tierarztl Prax Ausg K Kleintiere Heimtiere 2025; 53: 82–95

DOI 10.1055/a-2548-1533

ISSN 1434-1239

© 2025. Thieme. All rights reserved.

Georg Thieme Verlag KG, Oswald-Hesse-Straße 50, 70469 Stuttgart, Germany

#### Korrespondenzadresse

Thomas Niedenführ  
Klinik für Kleintiere  
Universität Leipzig  
An den Tierkliniken 23  
04103 Leipzig  
Deutschland  
Thomas.niedenfuhr@kleintierklinik.uni-leipzig.de

#### ZUSAMMENFASSUNG

Die chronische Rhinitis zählt zu den häufigsten Erkrankungen der oberen Atemwege bei Hund und Katze. Als Ursache wird eine multifaktorielle Genese diskutiert, bei der infektiöse, allergische oder immunmedierte Faktoren eine Rolle spielen können. Bei der Katze geht man davon aus, dass die Erkrankung

oftmals Folge einer vorausgegangenen Virusinfektion ist. Betroffene Tiere können einseitigen oder beidseitigen serösen bis mukopurulenten Nasenausfluss oder Epistaxis zeigen. Eine Diagnose wird anhand verschiedener diagnostischer Verfahren, einer histopathologischen Untersuchung von Nasenschleimhautbiopsien sowie durch Ausschluss anderer Nasenhöhlenpathologien wie Neoplasien, Pilzinfektionen, Zahnerkrankungen, Polypen, Parasiten oder Fremdkörpern gestellt. Sekundär kann die chronische Rhinitis durch bakterielle Begleitinfektionen verkompliziert werden. Nasenspülungen, Inhalationstherapie und schleimlösende Medikamente zur Verbesserung der mukoziliären Clearance bilden die Basis der Langzeittherapie. Zusätzlich kann bei einigen Patienten ein Ansprechen auf entzündungshemmende Medikamente wie Kortikosteroide oder nicht steroidale Antiphlogistika beobachtet werden. Die Gabe von Antibiotika wird kontrovers diskutiert und führt in der Regel nicht zu einer Heilung der Symptome.

#### ABSTRACT

Chronic rhinitis is one of the most common diseases of the upper respiratory tract in dogs and cats. A multifactorial etiology is likely in most patients. In cats in particular, it is assumed that chronic rhinitis is a consequence of a previous viral infection. Affected animals may show unilateral or bilateral serous to mucopurulent nasal discharge or epistaxis. The diagnosis is based on histopathological examination of nasal mucosal biopsies once other causes of chronic nasal problems such as neoplasia, fungal infections, dental disease, parasites, polyps, or foreign bodies have been ruled out. In some cases, chronic rhinitis may be aggravated secondarily by concomitant bacterial infections. In order to improve mucociliary clearance, nasal lavage, inhalation therapy, and mucolytic medications represent the fundament of long-term treatment. In addition, some patients respond to anti-inflammatory drugs such as corticosteroids or nonsteroidal anti-inflammatory drugs. The administration of antibiotics is currently being discussed controversially, and does not lead to complete resolution of the clinical signs.

## Einleitung

Chronische Rhinitiden (CR) gehören zu den häufigsten Erkrankungen der oberen Atemwege bei Hunden und Katzen. Vor der Diagnostikstellung müssen jedoch andere mögliche Ursachen für Nasenhöhlenpathologien und deren klinische Symptome ausgeschlossen werden. Nasale Neoplasien, infektiöse Rhinitiden (viral, mykotisch, parasitär), Fremdkörper, nasale Polypen, oronasale Fisteln oder nasopharyngeale Stenosen können mit gleichen Symptomen einhergehen, wobei virale Rhinitiden, Polypen und Stenosen vorwiegend bei der Katze und mykotische und parasitäre Rhinitiden vorwiegend beim Hund auftreten [1–4]. In Studien wurden nasale Neoplasien und CR als die beiden häufigsten Ursachen für chronischen Nasenausfluss bei Hunden und Katzen ermittelt, wobei in einer Studie gezeigt werden konnte, dass Katzen mit Tumorerkrankungen meist älter waren als Katzen mit CR (Median 11 versus 7,5 Jahre) und eine kürzere Vorgeschichte von klinischen Symptomen hatten (Neoplasien: 1–8 Monate, Median 2 Monate versus CR: 1–36 Monate, Median 5 Monate) [5]. Umso wichtiger erscheint eine frühzeitige diagnostische Aufarbeitung einer Nasenerkrankung, damit vor allem Patienten mit Ätiologien wie Neoplasien oder nasalen Pilzinfektionen nicht fälschlicherweise wie ein Rhinitispatient behandelt werden und damit der Zeitpunkt für ein mögliches therapeutisches Eingreifen verpasst wird. Als Ursachen für die CR werden unterschiedliche Auslöser bei Hunden und Katzen diskutiert. Bei Hunden wird ätiologisch eine multifaktorielle Genese angenommen, bei der infektiöse, allergische oder immunmedierte Faktoren eine Rolle spielen können [6]. Hingegen wird bei der Katze mit chronischem Nasenausfluss in vielen Fällen der Zusammenhang mit einer vorausgegangenen viralen Ätiologie vermutet [7].

## Ätiologie und Pathophysiologie

Die Ätiologie der chronischen Rhinitis ist weitgehend ungeklärt. Es wird vermutet, dass eine primäre virale Infektion bei der Katze durch das feline Herpesvirus-1 (FHV-1) oder Retroviren wie das feline Leukämievirus (FeLV) die Mukosa und den darunter liegenden turbinalen Knochen soweit vorzuschädigen vermag, sodass eine Prädisposition für eine Rhinitis entstehen kann [8, 9]. Eine primäre bakterielle Infektion scheint sowohl bei Hunden als auch bei Katzen selten aufzutreten. Da jedoch viele Tiere auf Antibiotikagaben eine sporadische klinische Besserung zeigen, wird von einer bakteriellen Begleitbeteiligung ausgegangen. Manche Autoren vermuten darüber hinaus ein Mitwirken potenziell pathogener bakterieller Erreger wie *Chlamydia felis* und *Bartonella* spp. bei der CR [6]. Mittels Polymerase-Kettenreaktion (PCR) wurde in einer Studie versucht, bei Hunden mit lymphoplasmazellulärer Rhinitis (LPR), einer spezifischen Form der CR, die durch Infiltrationen der Schleimhaut mit Lymphozyten und Plasmazellen charakterisiert ist, das Vorliegen von Chlamydien, Bartonellen, Mycoplasmen sowie dem caninen Adenovirus 2 (CAV-2) und Parainfluenzavirus 3 (PI-3) nachzuweisen [10]. In den untersuchten Biopsieproben konnte jedoch keiner der Erreger bei den 19 eingeschlossenen Hunden nachgewiesen werden. Sekundäre bakterielle Infektionen bei Hunden mit nasalen Erkrankungen werden jedoch in vielen Fällen vermutet und erklären die oben angeführte temporäre klinische Verbesserung vieler Patienten unter Antibiotikatherapie [6]. Bakteriologische Untersu-

chungen (BU) zeigen eine Beteiligung von Staphylokokken, Streptokokken, *Escherichia coli*, Proteus, Pasteurellen, Corynebakterien, Bordetellen und Pseudomonaden, welche Erreger repräsentieren, die auch auf der kommensalen Nasenschleimhaut vorkommen können [11–13]. Neuere Untersuchungsverfahren mittels Sequenzierung bakterieller 16S-rRNA Gene konnten zeigen, dass sich das Mikrobiom gesunder Hunde signifikant von dem erkrankter Hunde mit CR unterscheidet. Darüber hinaus konnte gezeigt werden, dass die canine Nasenhöhle auch bei gesunden Tieren von einer Vielzahl bakterieller Spezies besiedelt wird, von denen die meisten mittels kultureller Methoden nicht nachgewiesen werden können. Ob Veränderungen des Mikrobioms eine primäre Rolle in der Ätiologie der CR spielen oder nur die Konsequenz der primären Erkrankung darstellen, konnte jedoch bisher nicht geklärt werden [14].

Auch bei Katzen wird das Mitwirken von Infektionserregern wie FHV-1, dem feline Calicivirus (FCV) oder von *Chlamydia felis* bei der Entstehung der CR diskutiert [8]. Allerdings können diese Erreger auch bei klinisch gesunden Katzen nachgewiesen werden, weshalb es schwierig ist, einen direkten Einfluss bei der Entstehung einer CR nachzuweisen [3, 15]. Eine Studie untersuchte neben einer FHV-1-Beteiligung auch den Anteil von bakteriellen Erregern bei 10 Katzen mit CR im Vergleich zu 7 gesunden Kontrollkatzen. Sowohl aerobe als auch anaerobe Bakterien und auch FHV-1 konnten in beiden Katzensgruppen aus Nasenschleimhautproben nachgewiesen werden, was keinen ätiologischen Zusammenhang bei der erkrankten Katzensgruppe erkennen ließ [15, 16]. Manche Autoren vermuten, dass es bei Katzen mit CR zu einer Überwucherung der physiologischen kommensalen Keimflora durch einen potenziell pathogenen Keim kommt, sodass ein bakterielles Ungleichgewicht entsteht [8]. Auch bei Katzen konnte mithilfe neuer Sequenzierungstechniken nachgewiesen werden, dass es im Zuge von Nasenhöhlenerkrankungen zu einer Verschiebung des bakteriellen Mikrobioms kommen kann, wobei auch hier keine Kausalität mit bestimmten Krankheiten hergestellt werden konnte [17].

Eine allergische Genese ist bei Hunden und Katzen in den meisten Fällen unwahrscheinlich, da die Entzündungen histologisch nur sehr selten mögliche Hinweise auf eine Hypersensitivitätsreaktion mit Beteiligung eosinophiler Granulozyten erkennen lassen und nur in seltenen Fällen eine Saisonalität der Symptome beobachtet wird. Bei Katzen mit felinem Asthma wird von manchen Autoren vermutet, dass eine CR als Begleitproblematik vorliegen kann [8]. Ebenso wurden Rhinitissymptome bei Katzen mit steriler chronischer Bronchitis [18] und bei Hunden mit eosinophiler Bronchopneumopathie in der Literatur beschrieben [19]. Ein potenzieller Zusammenhang zwischen Asthma und chronischer Rhinosinusitis (CRS) wurde auch beim Menschen beobachtet. In einer Studie hatten 100% der Patienten mit schwerem und 88% der Patienten mit leichtem bis mittelschwerem Asthma ein abnormales Sinus-CT. Patienten mit schwerem Asthma wiesen sowohl symptomatisch als auch röntgenologisch schwerwiegendere Sinusveränderungen auf als Patienten mit mildereren Symptomen [20].

## Klinische Symptomatik

Trotz einer möglicherweise unterschiedlichen Pathophysiologie bei Hunden und Katzen sind die Leitsymptome der CR bei beiden Spezies sehr ähnlich. Beide werden in vielen Fällen mit ein- oder

beidseitigem chronisch serösen bis purulenten Nasenausfluss vorgestellt. Typischerweise bestehen die Rhinitissymptome länger als 4 Wochen [16]. Betroffene Tiere können Symptome zeigen wie Niesen, nasalen Ausfluss, Epistaxis, nasalen Stridor, Rückwärtsniesen, Dysphagie, Husten, Dyspnoe, Maulatmung, selten auch Schädelasymmetrien und -dolenz bis hin zu einem Exophthalmus [2, 8, 11, 21–23]. In vielen Fällen unterscheidet sich jedoch die Anamnese bei Hunden und Katzen. Katzen werden oft mit dem Vorbericht einer vorangegangenen akuten Katzenschnupfeninfektion vorgestellt und zeigen häufig Inappetenz, da sie aufgrund der verlegten Nares ihr Futter nicht mehr riechen können. Oft bemerken Besitzer uni- oder bilateralen Nasenausfluss, der anfänglich serös erscheint, dann häufig mukoid bis hin zu mukopurulent wird. Die Symptome werden manchmal durch Stress ausgelöst und/oder verstärkt [3]. Zudem sprechen viele Katzen initial sehr gut auf eine antibiotische Therapie an, welche die klinische Symptomatik deutlich verbessert, da in einigen Fällen eine sekundäre bakterielle Infektion begleitend hinzukommt [3]. In der Regel ist ein Rückfall und eine Verschlechterung jedoch nach Beendigung der Therapie zu erwarten [3, 8]. Hauskatzen, die in einem Mehrkatzenhaushalt leben, scheinen aufgrund der Beobachtungen mancher Autoren eine höhere Prädisposition für eine CR zu haben als Freigänger, die wiederum häufiger Nasenausfluss aufgrund eines Fremdkörpers zeigen können [24] (► **Abb. 1a, b**). Auch bei Hunden ist ein- oder beidseitiger Nasenausfluss meist Grund der Vorstellung. Werden Hunde mit nur einseitigem Nasenausfluss vorgestellt, ist das Vorliegen einer CR jedoch nicht ausgeschlossen, wengleich unilateraler Ausfluss am häufigsten mit Neoplasien, sinonasaler Aspergillose und nasalen Fremdkörpern in Verbindung gebracht wird [4].

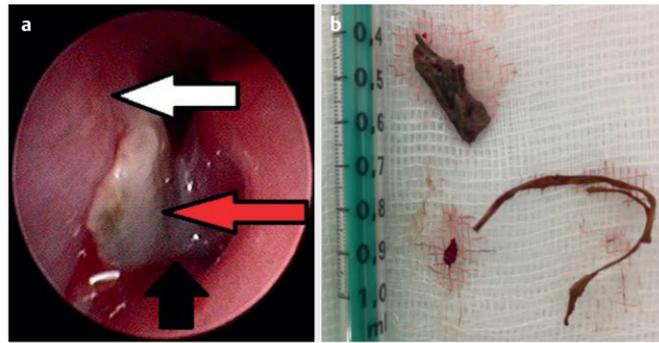
In einer Studie bei Hunden mit LPR konnte gezeigt werden, dass 57 % der untersuchten Hunde bilateralen und 43 % unilateralen Nasenausfluss aufwiesen [23]. Sowohl Hunde- als auch Katzenpatienten können zusätzlich eine Hustensymptomatik zeigen. Diese ist auf nach caudal ablaufende nasale Sekrete zurückzuführen, welche entweder abgeschluckt werden oder beim Abfließen in den Bereich des Larynx oder der Trachea einen Hustenreiz auslösen können [6, 8].

## Diagnostische Abklärung

Nachdem es sich bei der CR um eine Ausschlussdiagnose handelt, sollten andere mögliche Ursachen zuerst diagnostisch ausgeschlossen werden. Demzufolge ist eine gründliche Allgemeinuntersuchung, gefolgt von einer entsprechenden weiteren Aufarbeitung unumgänglich. Mögliche Differentialdiagnosen, die mit identischem klinischem Erscheinungsbild einhergehen können, werden in der Regel beginnend mit nichtinvasiven (klinische Allgemeinuntersuchung, Laboruntersuchungen, bildgebende Diagnostik) bis hin zu invasiveren (Rhinoskopie und Biopsieentnahme) Diagnostikmethoden ausgeschlossen [3, 4, 6, 8].

## Allgemeinuntersuchung

Die klinische Untersuchung beinhaltet neben der Allgemeinuntersuchung die speziellen Untersuchungen des oberen Respirationstrakts und der Maulhöhle sowie weiterer Organsysteme, um systemische Erkrankungen auszuschließen [3, 4]. Eine Auskultation



► **Abb. 1 a** Rhinoskopisches Bild eines nasalen Fremdkörpers bei einer Katze mit einseitiger sekundärer bakterieller Rhinitis (schwarzer Pfeil: ventraler Nasengang, weißer Pfeil: *Septum nasi*, roter Pfeil: von purulentem Sekret umgebener pflanzlicher Fremdkörper); **b** Fremdkörper (Grashalm, Holz) nach Extraktion aus der Nasenhöhle. Quelle: Kleintierklinik, LMU München.

► **Fig. 1 a** Rhinoscopic image of a nasal foreign body in a cat with secondary bacterial rhinitis (black arrow: ventral nasal passage, white arrow: nasal septum, red arrow: plant foreign body surrounded by purulent secretion); **b** Foreign body after extraction from the nasal cavity. Source: Clinic of Small Animal Medicine, LMU München.

des gesamten Atmungstraktes dient dem Ausschluss einer möglichen Lungenpathologie. Für eine weitere diagnostische Abklärung in Allgemeinanästhesie sollten die Patienten vorher eingehend untersucht werden.

## Spezielle klinische Untersuchung

Eine spezifische Untersuchung des oberen Respirationstrakts bei Patienten mit Nasenausfluss sollte immer den Charakter des Sekrets (serös, mukös, mukopurulent) sowie die betroffene Seite (unilateral, bilateral) ermitteln. Weiterhin sollte auf Gesichtsdeformationen und Ulzerationen, vor allem im Bereich des Nasenspiegels geachtet werden (► **Abb. 2**).

Im Bereich der Nares können bereits Depigmentationen oder aus den Nasenhöhlen hervortretende Umfangsvermehrungen auffallen und Hinweise auf vorliegende Pathologien geben. Speziell der Bereich der *Maxilla* und des *Sinus frontalis* kann sowohl bei der Katze als auch bei Hunden abgetastet werden, um Schwellungen, Asymmetrien oder Schmerzhaftigkeiten zu diagnostizieren. Sollten Asymmetrien oder ein Exophthalmus auffallen, ist eine Neoplasie als wahrscheinliche Differentialdiagnose anzusehen, weshalb auch eine ophthalmologische Untersuchung durchgeführt werden sollte (► **Abb. 3**).

Um sicherzustellen, dass beide Nasenhöhlen luftführend sind, kann mit Hilfe eines Objektträgers der Luftstrom beurteilt werden. Anhand der Kondensation auf dem Glas wird sichtbar, ob eine der beiden Nasenhöhlen teilweise oder vollständig obstruiert ist. Sofern es der Patient zulässt, ist eine intraorale Inspektion der Maulhöhle unerlässlich, diese kann alternativ in Narkose angeschlossen werden. Zahnpathologien, im Speziellen oronasale Fisteln oder Kronenfrakturen, gehören ebenfalls zu den möglichen Ursachen für mit Nasenausfluss einhergehenden Rhinitiden. Die Maulhöhle sollte zudem auf Umfangsvermehrungen, Defekte im harten oder weichen Gaumen, Gingivitis und Parodontitis überprüft werden.



► **Abb. 2** Hundennase mit mykotischer Rhinitis, Ulzeration des Nasenspiegels. Quelle: Kleintierklinik, LMU München.

► **Fig. 2** Mycotic rhinitis in a dog, ulceration of the nasal planum. Source: Clinic of Small Animal Medicine, LMU München.



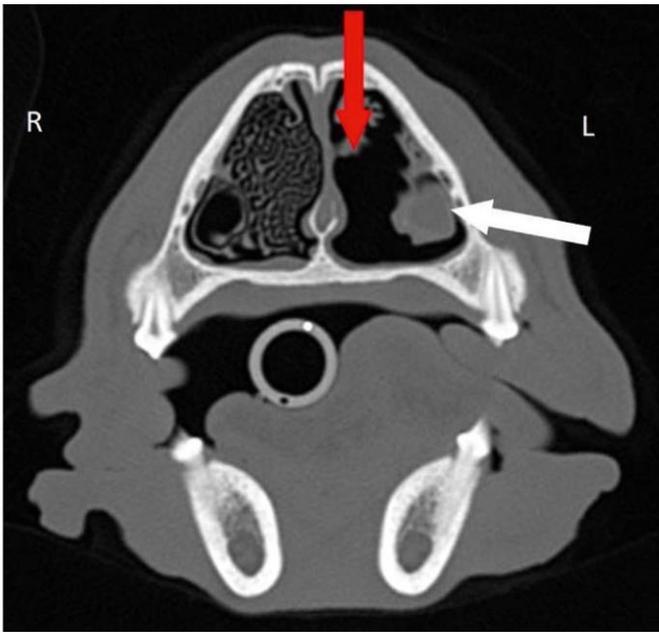
► **Abb. 3** Katze mit nasaler Neoplasie, deutliche Deformation und Asymmetrie des Nasenknochens. Quelle: Kleintierklinik, LMU München.

► **Fig. 3** Cat with nasal neoplasia, marked deformation and asymmetry of the nasal bone. Source: Clinic of Small Animal Medicine, LMU München.

Bei Katzen sollte zudem immer eine Otoskopie erfolgen, damit eine Otitis ausgeschlossen werden kann. Diese tritt häufig mit Polypenbildung im Mittelohr auf, welche über die Eustachische Röhre auch in den Nasopharynx einwandern können. Da nasale Neoplasien nur in seltenen Fällen in die regionären Lymphknoten metastasieren [25], sollten die *Lymphonodi mandibulares* palpiert und beurteilt werden. Bei Auffälligkeiten kann eine Feinnadelaspiration und zytologische Beurteilung ein einfaches und kostengünstiges diagnostisches Mittel darstellen [3, 4, 8, 9, 23, 24, 26, 27]. Häufiger liegt eine Lymphadenomegalie der Mandibularlymphknoten allerdings reaktiv im Zuge einer CR vor.

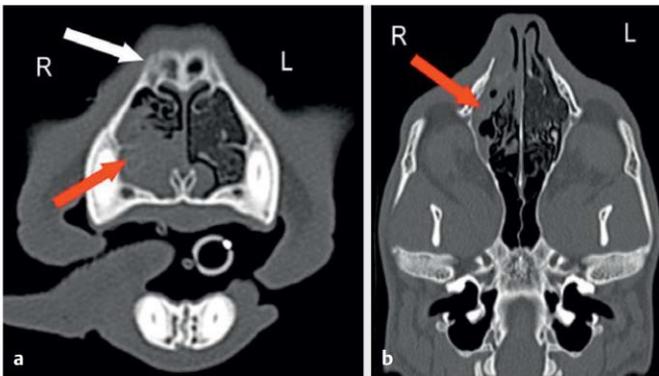
### Laboruntersuchungen

Typische labordiagnostische Veränderungen liegen bei einer CR nicht vor. Eine komplette hämatologische Untersuchung, Evaluierung von Blutchemie und Urinanalyse sind jedoch indiziert, um den Gesundheitszustand der Hunde und Katzen hinsichtlich einer möglichen Anästhesie [8, 28] und auch vor Beginn einer medikamentösen Therapie besser einschätzen zu können. Bevor eine Gewebeprobe entnommen wird, sollten die Gerinnungsparameter beurteilt werden, um ein erhöhtes Blutungsrisiko zu erkennen und einen Blutverlust zu vermeiden. Als Minimum wird die Bestimmung von Prothrombin-Zeit (PT), aktivierter partieller Thromboplastinzeit (aPTT) sowie Fibrinogen empfohlen. Zusätzlich kann auch die Schleimhautblutungszeit ("mucosal bleeding time") über die Funktion von Thrombozyten und des Von-Willebrand-Faktors Auskunft geben [8]. Eine Untersuchung auf Aspergillus-Antikörper kann bei Hunden und Katzen mit Verdacht auf eine sinonasale (oder bei Katzen auch sinoorbitale) Aspergillose eine nichtinvasive kostengünstige diagnostische Ergänzung darstellen. Als sensitiv und spezifisch haben sich in der Aspergillose diagnostik bei Hunden Agar-Gel Immunodiffusion Assay (AGID) oder ein Immunglobulin (Ig) G Enzyme Linked Immunosorbent Assay (ELISA) zum Antikörpernachweis erwiesen [29]. Mit einer Sensitivität von 67 % und einer Spezifität von 98 % bei Hunden, schließt ein negatives Ergebnis eines AGID das Vorliegen einer Aspergillose jedoch nicht aus [29]. Bei Katzen wurden spezifische Aspergillus IgA (Sensitivität 78,3 %, Spezifität 96,9 %) mittels ELISA nachgewiesen [30]. Ein Antikörpernachweis ist dabei immer als eine ergänzende Diagnostikmaßnahme anzusehen, da die Diagnose einer sinonasalen oder sinoorbitalen Aspergillose immer auf der Basis von bildgebender und histologischer und/oder mikrobiologischer Diagnostik erfolgen sollte. Eine sehr gute Sensitivität (98 %) und Spezifität (100 %) zum Nachweis von Kryptokokkus-Antigen bietet der Latex-Agglutinationstest [31–33]. Die Kryptokokkose stellt ebenfalls eine Differenzialdiagnose bei Katzen, seltener bei Hunden dar, die aus endemischen Gebieten (vor allem Nordamerika) eingeführt werden [9, 34]. Ein Test auf feline Immundefizienzvirus (FIV)-Antikörper und FeLV-Antigen sollte bei Katzen mit CR immer erfolgen, um eine mögliche systemische Immunsuppression abzuklären [1]. Eine serologische Untersuchung auf das FHV-1 sowie das FCV, die beide für akute oder chronische Atemwegssymptome bei der Katze verantwortlich sein können, ist hingegen für die Diagnosestellung einer CR wenig hilfreich, da Antikörper durch früheren Kontakt mit den Erregern oder Impfung gebildet werden können und nicht mit einer akuten Infektion korrelieren [35]. Hier sollte ein direkter Erregernachweis erfolgen [15].



► **Abb. 4** Sinonasale Aspergillose Hund (transversaler Schnitt): Fehlende Conchen (roter Pfeil), Sekretansammlung und verdickte Schleimhaut (weißer Pfeil) in der rechten Nasenhöhle. Quelle: Kleintierklinik, LMU München.

► **Fig. 4** Sinonasal aspergillosis dog (transverse plane): Loss of turbinates (red arrow), accumulation of secretion and thickened mucosa (white arrow) in the right nasal cavity. Source: Clinic of Small Animal Medicine, LMU München.



► **Abb. 5** Katze mit Rhinitis und Sinusitis (a transversaler Schnitt, b dorsaler Schnitt): Sekretansammlung im ventralen Nasengang rechts, teilweise Demineralisation der Nasenconchen (roter Pfeil), *Sinus frontalis* rechts knöchern verdickt (weißer Pfeil). Quelle: Kleintierklinik, LMU München.

► **Fig. 5** Rhinitis and sinusitis in a cat (a transverse plane, b dorsal plane): Accumulation of secretion in the ventral nasal meatus on the right, partial demineralization of the nasal turbinates (red arrow), right frontal sinus with thickened bone (white arrow). Source: Clinic of Small Animal Medicine, LMU München.

## Bildgebende Diagnostik

Die Wahl des weiteren radiologischen Vorgehens hängt unter anderem von der vermuteten Ursache, dem verfügbaren Equipment sowie den Wünschen der Tierbesitzer ab [9]. Zum Ausschluss res-

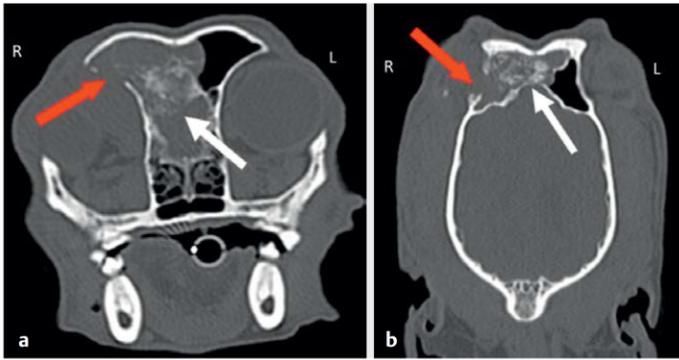
piratorischer Pathologien der unteren Atemwege sollten gegebenenfalls Röntgenbilder des Thorax in mindestens 2 Ebenen angefertigt werden. Eine Studie bei Katzen mit chronischem Nasenausfluss zeigte, dass bei 53 % der Patienten veränderte radiologische Thoraxbefunde vorlagen, welche am häufigsten eine Kardiomegalie, verstärkt interstitielle oder bronchointerstitielle Lungenzeichnungen oder gestaute Lungengefäße umfassten [1].

Die Röntgenaufnahme des Schädels war lange Zeit eines der am häufigsten eingesetzten bildgebenden Verfahren bei Verdacht auf eine Nasenhöhlenpathologie [36], liefert aber keine genaue Aussage über die Größe einer Läsion und ihre Ausdehnung auf benachbarte Strukturen und wird damit nicht mehr als bildgebendes Verfahren der Wahl empfohlen [37]. Dementsprechend können eventuell entscheidende prognostische Details anhand von Röntgenbildern oft nicht sicher dargestellt werden. Zur Aufarbeitung bei Nasenhöhlenveränderungen kann ein Schädelröntgen in 3 bis 4 Ebenen erfolgen, erfordert jedoch eine tiefe Sedation oder Allgemeinanästhesie und stellt damit keinen Vorteil gegenüber den deutlich sensitiveren Schnittbildverfahren dar. Als Aufnahmen werden eine rechts- oder linksanliegende latero-laterale, eine introrale dorsoventrale, eine ventrodorsale bei offenem Fang ("ventrodorsal open-mouth") und rostrocaudale des *Sinus frontalis* empfohlen [27, 34]. Auch wenn Röntgenbilder schneller und kostengünstiger erstellt werden können, ist ihre Sensitivität gegenüber der Computertomografie (CT) bei Hund und Katze deutlich geringer. Somit ist das Anfertigen eines Röntgenbildes von geringem Nutzen, wenn es die Möglichkeit einer CT gibt [38, 39].

In einer Studie konnte bei 46 % der Hunde mit persistierender nasaler Erkrankung röntgenologisch eine Verschattung der Nasenhöhle diagnostiziert werden. Diese Hunde wiesen am häufigsten eine sinonasale Aspergillose (► **Abb. 4**), nasale Neoplasie oder eine unspezifische Rhinitis auf [27].

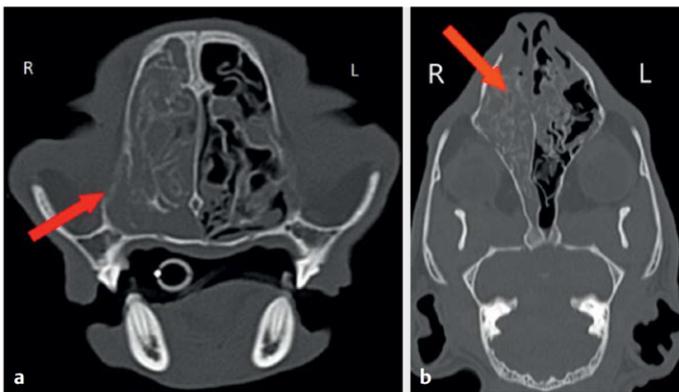
Bei Katzen mit Nasenhöhlenerkrankungen wurde die Röntgendiagnostik ebenfalls auf ihre Aussagekraft hin untersucht. Hierbei konnten pathologische Veränderungen in den Röntgenbildern des Schädels bei 70 % der Katzen mit CR und bei 100 % der Katzen mit Neoplasien beobachtet werden [40]. Als typische Veränderungen bei Neoplasien der Nase wurde eine Verlagerung der Mittellinie und ihrer Strukturen, eine unilateral vermehrte Weichteildichte und eine unilaterale Destruktion der Conchen beschrieben [40]. In einer Studie konnte gezeigt werden, dass nur 17 von 26 anatomischen Orientierungspunkten bei einem konventionellen Schädelröntgen identifiziert werden konnten. Hingegen konnten alle Orientierungspunkte ohne weiteres in der CT nachvollzogen werden [41]. Sollte vom Besitzer eine weiterführende Diagnostik und/oder Therapie in Betracht gezogen werden, empfiehlt sich eine Überweisung in eine spezialisierte Klinik. Dort kann in Allgemeinanästhesie oder Sedation eine CT des Kopfes durchgeführt werden, gefolgt von einer Rhinoskopie. Eine CT-Untersuchung kann in vielen Fällen sehr gut zwischen chronisch-entzündlichen Prozessen und neoplastischem Geschehen bei Hunden und Katzen mit Nasenerkrankungen unterscheiden [42] (► **Abb. 6a, b**). Die CT ermöglicht auch die Darstellung von Regionen, die bei der Rhinoskopie nicht einsehbar sind und liefert ergänzende Informationen über Größe und Ausdehnung von Läsionen [43].

Bei Hunden mit CR können mittels CT in vielen Fällen Flüssigkeitsansammlungen in den Nasengängen, verlegte Stirnhöhlen,



► **Abb. 6** Neoplasie Hund (**a** transversal, **b** dorsal): Weichteildichte Raumforderung in der rechten Nasenhöhle und *Sinus frontalis* mit Durchbruch in die rechte Orbita (roter Pfeil), Osteolyse des *Oss orbitale/frontale* sowie des Siebbeins (weißer Pfeil). Quelle: Kleintierklinik, LMU München. .

► **Fig. 6** (**a** transverse plane, **b** dorsal plane): Mass in the right nasal cavity and frontal sinus with invasion into the right orbit (red arrow), osteolysis of the orbital/frontal bone and the ethmoidal bone (white arrow). Source: Clinic of Small Animal Medicine, LMU München.



► **Abb. 7** Katze mit Rhinitis/Sinusitis (**a** transversaler Schnitt, **b** dorsaler Schnitt): Verlegung der Nasenhöhle, Stirnhöhle und teilweise der Choanen, leichte Conchenatrophie und knöcherne Demineralisation (roter Pfeil). Quelle: Kleintierklinik, LMU München.

► **Fig. 7** Rhinitis/sinusitis in a cat (**a** transverse plane, **b** dorsal plane): Obstruction of the nasal cavity, frontal sinus and turbinates, mild atrophy and bony demineralization of the turbinates (red arrow). Source: Clinic of Small Animal Medicine, LMU München.

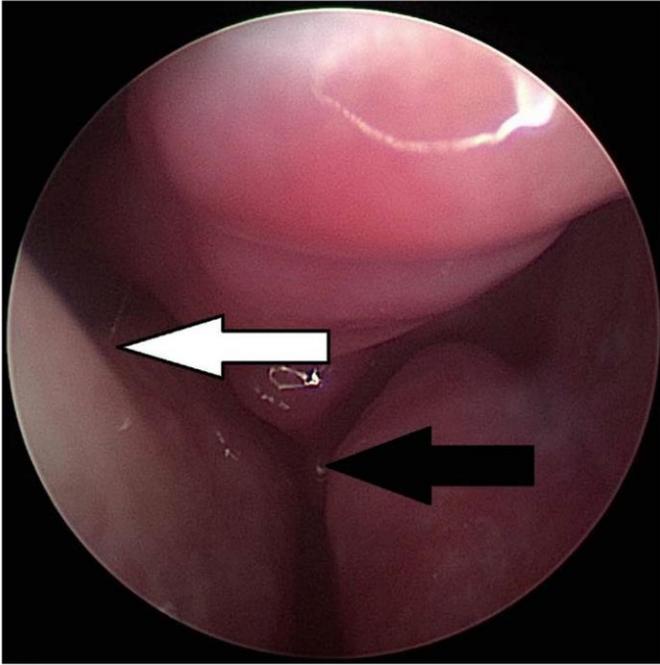
Weichteilverschattungen, zerstörte Nasenmuscheln und Gasboli dargestellt werden. Eine Verdickung, Deformierung bis hin zur Zerstörung der Turbinalia sowie eine Verbreiterung der Meati sind zusätzliche Befunde, die erhoben werden können [6, 44]. Zu den Veränderungen, die in der CT bei chronischen nasalen Erkrankungen bei Katzen häufig zu sehen sind, gehören weichteildichte Verschattungen der Nasenhöhle und der Stirn- und/oder Keilbeinhöhle. Eine Lyse der knöchernen Begrenzungen der Nasen- und Stirnhöhlen, eine Zerstörung der Nasenmuscheln und eine Asymmetrie der Siebbeinplatte können in schweren oder chronischen Fällen vorliegen [24, 45, 46] (► **Abb. 5a, b**).

Mittels CT können dementsprechend der Grad einer Conchendestruktion als auch eine Verlegung der Nasengänge mit weichteildichtem Material beurteilt werden. Zudem lassen sich die luftleitenden Wege gut darstellen, sodass auch eine ödematisierte Mukosa diagnostiziert werden kann [42]. Aufgrund der unterschiedlichen radiologischen Veränderungen bei verschiedenen Krankheitsbildern lässt sich nach der CT oft bereits eine Verdachtsdiagnose stellen. Mittels CT können differentialdiagnostisch Lysen im ventralen Bereich der Maxilla oder des Vomer meist gut dargestellt werden, welche typische Veränderungen einer Neoplasie darstellen. Des Weiteren können caudal gelegene Strukturen wie die ethmoturbinalen Conchen, die *Lamina cribrosa* oder Lysen der orbitalen Lamina ohne Überlagerungen dargestellt werden (► **Abb. 6a, b**).

Zusätzlich zu den knöchernen Strukturen können das umliegende Weichteilgewebe sowie die retropharyngealen Lymphknoten beurteilt werden, welche sich bei einem entzündlichen und neoplastischen Geschehen vergrößert darstellen können. In Kombination mit den CT-Merkmalen der Nasengänge lassen sich jedoch Unterschiede zwischen Neoplasien und CR erkennen [47]. In einer Studie konnte bei 15 von 23 mittels CT untersuchten Katzen mit chronischen Nasenhöhlenerkrankungen mit dieser Bildgebungsform eine Diagnose gestellt werden [1] (► **Abb. 7a, b**).

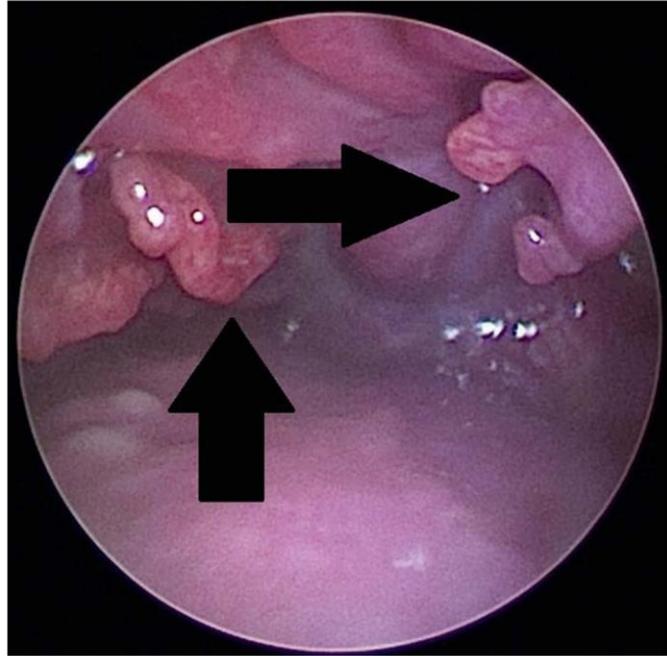
## Rhinoskopie

Die Rhinoskopie wird mit Hilfe eines flexiblen Endoskops für den retrograden Untersuchungsgang und meist mit einem starren Endoskop für den antegraden Untersuchungsgang durchgeführt [8, 9, 37]. Nach der Intubation wird ein flexibles Endoskop oral in den Nasopharynx eingeführt (retrograder Zugang). Nachdem es bei der antegraden Rhinoskopie zu Blutungen kommen kann, sollte mit der retrograden Untersuchung begonnen werden. Für den retrograden Zugang kann das Tier in Brust- oder Rückenlage gelagert werden, um einen guten Zugang zum Nasopharynx zu bekommen. Zusätzlich kann das Gaumensegel mit einer Pinzette oder einem Kastrationshaken fixiert und beiseite gehalten werden [24, 37]. Bei größeren Hunden kann ein flexibles Bronchoskop mit einem Durchmesser von 5–6 mm für die retrograde Untersuchung verwendet werden [37]. Für Katzen und kleine Hunde empfiehlt sich hingegen ein Bronchoskop mit einem Durchmesser von 3–5 mm [8]. Um den Nasopharynx einsehen zu können, muss das flexible Endoskop in 180° Flexion gebracht werden, damit die Choanen beurteilt werden können. Nachdem man die retrograde Rhinoskopie abgeschlossen hat, kann der Patient in Brustbauchlage umgelagert werden. Für Hunde kann ein starres Endoskop mit einem Durchmesser von 2,7 mm und einer Länge von 19 cm mit einer 30° Optik verwendet werden [37]. Für Katzen hingegen wird ein starres Endoskop mit einem Durchmesser von 2–3 mm mit einer 0°–30° Optik empfohlen [8]. Bevor man die Nasenhöhle spült und rhinoskopiert, sollte der Pharynx mit Kompressen austamponiert werden, um einer Aspirationsgefahr vorzubeugen. Durch die Tamponade kann vor und während der Rhinoskopie mit steriler Kochsalzlösung gespült werden. Die nasale Mukosa, die die Ekto- und Endoturbinalia überzieht, sollte sich pink, glatt und mit feingezeichneten Gefäßen darstellen. Pathologische Befunde bei CR wären eine Kongestion der Schleimhaut mit kaum sichtbaren Kapillaren, Hyperämie (► **Abb. 8**), eine fragile Mukosa, Ansammlungen von Mukus, sowie Ulzerationen der Schleimhaut. Durch eine fortschrei-



► **Abb. 8** Endoskopisch sichtbare Hyperämie der Schleimhaut beim Hund mit chronischer Rhinitis (weißer Pfeil: *Septum nasi*, schwarzer Pfeil: mittlerer Nasengang; starres Endoskop mit 2,7 mm Optik, Karl Storz SE & Co. KG, Tuttlingen, Deutschland), Quelle Kleintierklinik der LMU München.

► **Fig. 8** Endoscopically visible hyperemia of the mucosa in a dog with chronic rhinitis (white arrow: nasal septum, black arrow: middle nasal passage; rigid endoscope 2.7 mm, Karl Storz SE & Co. KG, Tuttlingen, Germany). Source: Clinic of Small Animal Medicine, LMU München.



► **Abb. 9** Endoskopische Darstellung eines hochgradigen Conchenerlustes bei einem Hund mit sinonasaler Aspergillose. Die Pfeile zeigen abgerundete Conchaereste in der caudalen Nasenhöhle (starres Endoskop mit 2,7 mm Optik, Karl Storz SE & Co. KG, Tuttlingen, Deutschland). Quelle: Kleintierklinik, LMU München.

► **Fig. 9** Endoscopically visible severe turbinate destruction in a dog with sinonasal aspergilliosis rhinitis (rigid endoscope 2.7 mm, Karl Storz SE & Co. KG, Tuttlingen, Germany). Source: Clinic of Small Animal Medicine, LMU München.

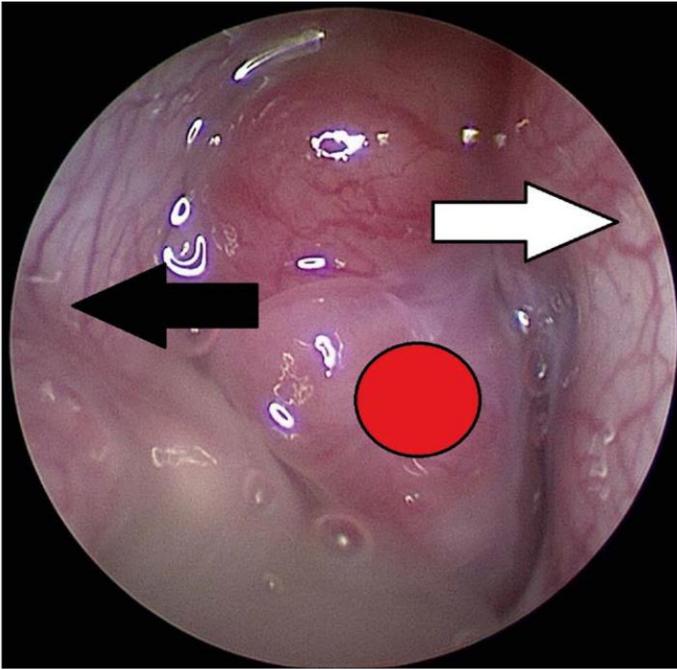
tende Conchendestruktion (► **Abb. 9**) kann zusätzlich ein vergrößerter Abstand zwischen den Meati auftreten. Die Rhinoskopie sollte unterstützend zur Biopsieentnahme unter Sichtkontrolle angewendet werden [8, 9, 37] (► **Abb. 10**, ► **Abb. 11**).

### Probengewinnung

Die Diagnose einer CR sollte mittels histopathologischer Untersuchung von Nasenschleimhautbiopsien abgesichert werden [26]. Biopsieproben sollten möglichst unter Sichtkontrolle gewonnen werden. Um gezielt eine Läsion, Umfangsvermehrung oder einen veränderten Bereich zu beproben, kann die Biopsiezange durch einen Arbeitskanal direkt am Endoskop vorgeschoben werden oder parallel zum Endoskop. Sollten die technischen Voraussetzungen zur endoskopisch gestützten Probenentnahme nicht vorhanden oder die Sicht durch Blutungen stark eingeschränkt sein, lassen sich diffuse Veränderungen auch blind biopsieren. Dazu wird die Strecke vom *Planum nasale* bis zum medialen Kanthus des Auges gemessen. Die Biopsiezange darf nicht weiter als bis zu diesem Punkt in die jeweilige Nasenhöhle vorgeschoben werden, da die Gefahr der Penetration oder Perforation der *Lamina cribrosa* besteht [48]. Blind gewonnene Biopsien sind jedoch möglicherweise nicht repräsentativ, wenn sie peritumorale Entzündungen oder nekrotisches Gewebe beproben oder die Läsion vollständig verpassen [49]. Eine Anzahl von einer bis 12 Proben pro Seite wird empfohlen. Es

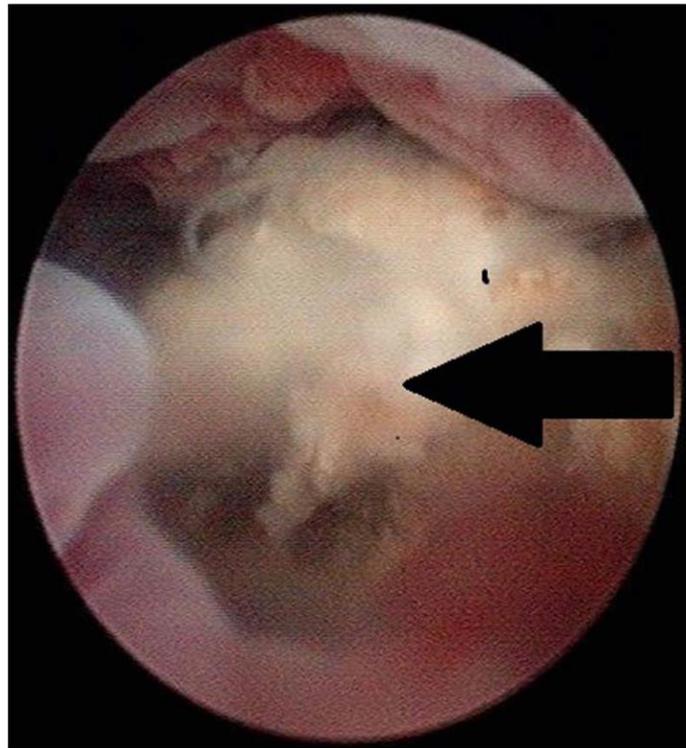
werden Biopsiezangen von 2 bis 4 mm Durchmesser für die Probenentnahme verwendet [8, 11, 21]. Auch wenn die klinischen Symptome nur einseitig ausgeprägt sind, sollten immer beide Nasenhöhlen sowohl endoskopisch untersucht als auch beprobt werden. Wenn kein Endoskopieequipment vorhanden ist, kann auch über eine Saugbiopsie eine repräsentative Probe gewonnen werden. Dazu wird die Spitze eines Plastikkatheters im 45° Winkel abgeschnitten und bis maximal zum medialen Kanthus des Auges in der Nase vorgeschoben, anschließend kann mit einer 10 oder 20 ml Spritze angesaugt werden, um die Biopsie zu gewinnen. Die Proben können sowohl zur bakteriologischen, mykologischen als auch histopathologischen Untersuchung eingesandt werden. Für eine bakteriologische oder mykologische Untersuchung müssen die Proben auf ein entsprechendes Nährmedium aufgebracht werden. Biopsien für die Histopathologie werden in 10%igem Formalin fixiert und zur Untersuchung einem Pathologen weitergeleitet [8, 9, 11, 21, 34, 50].

Eine zytologische Untersuchung eines Nasenhöhlentupfers oder eines Abklatschpräparates von einer Biopsie kann ebenfalls zur Diagnostik einer Tumor- oder Pilzkrankung herangezogen werden, diese bei negativem Ergebnis nicht sicher ausschließen. Bei Hunden mit sinonasaler Aspergillose konnte gezeigt werden, dass nur zytologische Präparate, die von endoskopisch nachweisbaren Läsionen genommen wurden, eine gute diagnostische Aussagekraft



► **Abb. 10** Rhinoskopisches Bild einer Neoplasie der Nasenhöhle eines Hundes. Die Masse (roter Kreis) verlegt den dorsalen und mittleren Nasengang zwischen *Septum nasi* (schwarzer Pfeil) und laterale Nasenwand (weißer Pfeil) komplett. Quelle: Kleintierklinik, LMU München. .

► **Fig. 10** Rhinoscopic image of a neoplastic mass in the nasal cavity of a dog. The mass (red circle) occludes the dorsal and middle nasal passage between nasal septum (black arrow) and lateral nasal wall (white arrow) completely. Source: Clinic of Small Animal Medicine, LMU München.



► **Abb. 11** Rhinoskopisches Bild von intranasalen Pilzbelägen bei einem Hund mit sinonasaler Aspergillose (schwarzer Pfeil: Ansammlung von Pilzmaterial in der caudalen Nasenhöhle, Verlust von Conchen). Quelle: Kleintierklinik, LMU München.

► **Fig. 11** Rhinoscopic image of intranasal fungal plaques in a dog with sinonasal aspergillosis (black arrow: fungal material in the caudal nasal cavity, turbinate loss). Source: Clinic of Small Animal Medicine, LMU München.

besitzen und die blinde Beprobung meist ein falsch negatives Ergebnis liefert [51].

Die zusätzliche Entnahme von Proben für bakteriologische Untersuchungen (BU) wird kontrovers diskutiert, ebenso wie die optimale Probenart und die beste Lokalisation für eine Probenentnahme. In der Literatur werden meist Spülproben und Biopsien für eine BU empfohlen [6, 24], jedoch wird häufig auch Nasenausfluss gewonnen und kultiviert. Aufgrund der Tatsache, dass auch die Nasenhöhle gesunder Tiere nicht steril ist und eine primäre bakterielle Rhinitis wahrscheinlich selten vorkommt, ist der Nutzen und die Aussagekraft einer bakteriologischen Untersuchung fragwürdig [9]. Zusätzlich kann die Methode der Probengewinnung ein BU-Ergebnis beeinflussen [52]. Von manchen Autoren wird im Fall einer Probenentnahme für eine BU eine tiefe Biopsie oder eine tief entnommene Tupferprobe aus der Nasenhöhle empfohlen [9].

Nasenspülungen können sowohl einen diagnostischen als auch therapeutischen Effekt haben. Um eine Spülprobe zu gewinnen, kann nasal ein Foley-Katheter bis auf Höhe des medialen Kanthus des Auges eingebracht und dort abgedichtet werden. Anschließend wird manuell der weiche Gaumen verschlossen, um ein Verlust von Flüssigkeit in den Nasopharynx zu vermeiden. Eine Spülmenge von 2–4 ml steriler Kochsalzlösung ist ausreichend, um eine repräsentative Probe aus der Nasenhöhle zu gewinnen. Dazu wird die Lösung über den Katheter eingebracht und wieder abgezogen. In Fällen, in denen

die Durchführung einer BU indiziert erscheint, kann so gewonnene Spülflüssigkeit in ein BU-Transportmedium überführt werden. Bakterien, die aus einer Spülprobe oder Tupferprobe gewonnen werden, können jedoch Kommensalen der Oberfläche der Nasenschleimhaut darstellen und mit den eigentlichen pathologischen Veränderungen nichts zu tun haben, dementsprechend sind BU-Ergebnisse aus der Nasenhöhle grundsätzlich mit großer Vorsicht zu interpretieren [8, 9, 34, 52]. Häufig ist eine gründliche Spülung der Nasenhöhle auch nötig, um die Nasenhöhle ohne Verlegung durch Sekrete oder Blutungen evaluieren und Biopsieproben unter Sichtkontrolle entnehmen zu können.

### Interpretation histologischer Befunde

Die Interpretation der histopathologischen Ergebnisse ist für die Diagnosestellung wichtig. Eine chronisch-entzündliche Rhinitis sollte aufgrund der Ähnlichkeit zu anderen nasalen Erkrankungen sicher von diesen abgegrenzt werden. Eine entzündliche Komponente kann jedoch bei Hunden mit einer anderen primären nasalen Erkrankung ebenfalls oft gefunden werden, vor allem, wenn Biopsien nur sehr oberflächlich oder bei Tumoren im perineoplastischen Bereich entnommen werden [9, 53].

Entzündungsreaktionen werden in vielen Fällen als Folgen einer Erkrankung oder eines auslösenden Agens angesehen und nicht als eigentliche Grunderkrankung. Eine CR mit Nasenausfluss kann bei-

spielsweise sekundär bei Patienten mit Erbrechen oder Refluxsymptomatik auftreten [54]. Diese weisen eine Entzündung aufgrund des aspirierten Mageninhalts auf und nicht aufgrund einer primären Erkrankung der Nasenhöhle. Patienten mit gastroösophagealer Refluxproblematik sind auch in vielen Fällen nicht offensichtlich symptomatisch für eine gastrointestinale Grunderkrankung [54]. Demensprechend kann eine Biopsie der Nasenschleimhaut das grundlegende Problem übersehen und ausschließlich die oberflächliche Entzündung detektieren [9]. Vor allem bei diskrepanten Befunden in der bildgebenden Diagnostik sollte ein histopathologisches Ergebnis kritisch hinterfragt und gegebenenfalls die Biopsieentnahme gezielter und aus tieferen Schichten der Entnahmestelle wiederholt werden. Differentialdiagnostisch kann sich hinter einer CR eine Neoplasie oder eine Mykose verstecken, wenn die Probenentnahme das eigentliche Problem nicht erfasst hat [9]. Bei der CR können unterschiedliche Arten von Entzündungszellen beteiligt sein. Die LPR ist die am häufigsten diagnostizierte Rhinitisart bei Hunden, jedoch sollten die neutrophile, eosinophile oder granulomatöse Rhinitis nicht außer Acht gelassen werden [55]. Häufig liegen histologisch auch entzündliche Mischformen vor. Auch bei Katzen ist das dominierende Zellbild der histopathologischen Untersuchung meist ein lymphoplasmazelluläres, neutrophiles oder gemischtes [2, 15]. Welche Entzündungszellen dominieren, hängt wahrscheinlich auch von einer bakteriellen Beteiligung am Krankheitsgeschehen zum Beprobungszeitpunkt ab. Obwohl einige Autoren eine neutrophile Rhinitis als ein eher akutes Geschehen ansehen, zeigen Katzen mit chronischer Symptomatik ebenfalls oft ein neutrophiles Zellbild. Als zusätzliche Befunde können epitheliale Ulzerationen, Fibrosen, Conchendestruktion oder -remodeling, Nekrosen sowie glanduläre Hyperplasien histopathologisch diagnostiziert werden [24]. Aufgrund einer geringen Übereinstimmung rhinoskopischer und histopathologischer Befunde wird eine bilaterale und multiple Biopsieentnahme stets empfohlen [56]. Eosinophile Infiltrate der Nasenschleimhaut hingegen wurden bei Katzen mit felinem Asthma, auch bei experimentell induziertem allergischem Asthma, in den histopathologischen Biopsien nachgewiesen und können auf eine allergische Komponente beim Krankheitsgeschehen hinweisen [8, 57].

### Interpretation mikrobiologischer Befunde

Primär bakteriell induzierte CR werden als selten angesehen, somit handelt es sich in der Regel um bakterielle Sekundärinfektionen, die unterschiedlich gut auf Antibiotika ansprechen [9]. Die bakterielle Beteiligung konnte in verschiedenen Studien bei Hunden und Katzen mit verschiedenen nasalen Grunderkrankungen nachgewiesen werden. Die häufigsten Diagnosen bei Hunden waren in einer retrospektiven Studie unspezifische Rhinitis, nasale Neoplasie und Pilzkrankung [27]. In einer Studie bei Katzen dominierten nasale Neoplasien, lymphoplasmazelluläre Rhinitis und Pilzinfektionen [1]. In beiden Studien ergaben bakteriologische Untersuchungen zusätzlich eine bakterielle Beteiligung [1, 27, 58, 59]. *Staphylococcus* spp., *Escherichia coli*, *Streptococcus* spp., *Pasteurella multocida* und *Pseudomonas aeruginosa* konnten sowohl bei Patienten mit nasalen Grunderkrankungen als auch bei gesunden Hunden und Katzen aus Nasenhöhlentupfern nachgewiesen werden und scheinen der physiologischen kommensalen Mikroflora anzugehören [1, 13, 27, 58, 59]. Da eine Differenzierung zwischen kommensalen Keimen und Bakterien, die potenzielle Sekundärerreger dar-

stellen, nicht möglich ist, raten die meisten Autoren von der Entnahme bakteriologischer Kulturen aus der Nasenhöhle ab [60].

Zum Nachweis einer sinonasalen/orbitalen Aspergillose empfiehlt sich eine Kombination aus histologischer und mikrobiologischer Untersuchung, da beide Methoden mit falsch negativen Ergebnissen einhergehen können. Eine Beprobung von Pilzplaques oder betroffenen Schleimhautarealen und Kultivierung bei 37 °C hat sich als deutlich sensitiver zum Nachweis einer Infektion bei Hunden erwiesen als die Kultur von Nasenausfluss und eine Kultivierung bei Raumtemperatur [61].

Bei Katzen mit Verdacht auf Infektionen mit Katzenschnupfen-erregern kann eine Probenentnahme zur Erregerdiagnostik sinnvoll sein, da bei Infektionen mit Mykoplasmen, Chlamydien und dem FHV-1 eine erregerspezifische Therapie erfolgen kann. Mittels PCR-Nachweis aus Tupferproben von Konjunktiven, Rachen, Nasenausfluss und ggf. Läsionen auf Zunge/Maulhöhle kann eine schnelle und genaue Diagnostik erfolgen, wobei die Sensitivität erhöht wird, wenn mehrere Lokalisationen beprobt werden [62].

Beim Hund ist Virusdiagnostik bei der CR normalerweise nicht indiziert, da die typischen am „Caninen-respiratorischen-Erkrankungskomplex“ (CIRDC) beteiligten Erreger mit akuten Symptomen einhergehen und die Symptomatik ohne Beteiligung bakterieller Erreger selbstlimitierend ist [63].

### Therapie

Bis heute ist keine effektive Therapie der CR bei Hund und Katze bekannt, demzufolge werden betroffene Tiere oft mit einer Kombination aus verschiedenen Medikamenten (► **Tab. 1**) behandelt. Aufgrund der Variabilität des Krankheitsbildes und der histopathologischen Veränderungen, erscheint ein einheitlicher therapeutischer Ansatz kaum möglich zu sein und prospektive Studien, die therapeutische Maßnahmen bei der CR evaluieren, sind bisher sehr limitiert. Therapeutika, die bei der CR eingesetzt werden, umfassen antiinflammatorisch wirksame Medikamente (Glukokortikoide oral oder topisch, nicht steroidale Antiphlogistika [NSAIDs]), Antibiotika, Antihistaminika sowie verschiedene Medikamente und Maßnahmen zur Verbesserung der mukoziliären Clearance [8, 11, 21, 53]. Wie auch bei den Katzen sprechen viele Hunde mit CR initial gut auf eine Therapie mit Antibiotika, Antiphlogistika und/oder Glukokortikoiden an, jedoch meist mit ausbleibendem dauerhaftem Erfolg [4, 6].

### Antiinflammatorisch wirksame Medikamente

Die orale Gabe von Glukokortikoiden wurde als effektive Therapie bei Hunden mit CR beschrieben. Ältere Studien zeigten eine Effektivität von systemischen Glukokortikoiden bei 50 % der Patienten (5 von 10 Hunden) und häufig ein Rezidiv nach Absetzen der Medikamente [11, 21, 23]. Eine neuere prospektive Pilot-Studie ermittelte bei 20 Hunden mit LPR als spezielle Form der CR nach 6-wöchiger Gabe von Prednisolon eine deutliche Verbesserung der klinischen Symptomatik mit gleichzeitiger Besserung der endoskopischen und histopathologischen Befunde [64]. Bei Katzen hingegen gibt es keine Studien, die den Einfluss von Glukokortikoiden bei der CR untersucht haben. Jedoch kann man davon ausgehen, dass durch die abschwellende Wirkung und die Reduktion der

► **Tab. 1** Medikamente zum Einsatz bei chronischer Rhinitis bei Hunden und Katzen.► **Table 1** Medications for use in chronic rhinitis in dogs and cats.

Wirkstoff	Dosierung Hund	Dosierung Katze	Applikationsform	Indikation	Therapiedauer	Literaturangabe
<b>Antiinflammatorisch wirksame Medikamente</b>						
Meloxicam	0,1 mg/kg 1x tgl.	0,1 mg/kg 1x tgl.	oral	Verbesserung der Symptome bei Hunden mit CR	6 Wochen bei Hunden [64]	[64–68]
Prednisolon	0,5–1 mg/kg/d	0,5–1 mg/kg/d	oral	Besserung bei Hunden mit CR	3 Wochen [64]	[64, 69]
<b>Inhalative Glukokortikoidsprays</b>						
Beclomethason-dipropionat	80–160 µg 2x tgl.	80–160 µg 2x tgl.	inhalativ	lokale Therapie mit Kortikosteroid	Dauerhaft	[70]
Budesonid	100–200 µg 2x tgl.	100–200 µg 2x tgl.	inhalativ	lokale Therapie mit Kortikosteroid	Dauerhaft	[70]
Fluticason-propionat	150–250 µg 2x tgl.	150–250 µg 2x tgl.	inhalativ	lokale Therapie mit Kortikosteroid	Dauerhaft	[70]
<b>Antibiotika</b>						
Amoxicillin-Clavulansäure	12,5 mg/kg 2x tgl.	12,5 mg/kg 2x tgl.	oral	sekundäre bakterielle Infektion	Mind. 7 Tage bei Katzen 7–10 Tage bei Hunden [71]	[72]
Cefalexin	20–40 mg/kg 3x tgl.	15 mg/kg 2x tgl.	oral	sekundäre bakterielle Infektion	Mind. 7 Tage bei Katzen 7–10 Tage bei Hunden [71]	[72]
Doxycyclin	5 mg/kg 2x tgl. oder 10 mg/kg 1x tgl.	5 mg/kg 2x tgl. oder 10 mg/kg 1x tgl.		sekundäre bakterielle Infektion	Mind. 7 Tage bei Katzen 7–10 Tage bei Hunden [71]	[73–75]
<b>Antivirale Therapie</b>						
Famciclovir	–	90 mg/kg 2x tgl. (30–125mg/ Katze 2x tgl.)	oral	Beteiligung von FHV-1	Bis zu 4 Wochen [8]	[76]
<b>Antihistaminika</b>						
Cetirizin	1 mg/kg oder 10–20 mg/ Hund 1–2x tgl.	1 mg/kg oder 5 mg/Katze	oral	Allergische Reaktion	Keine Angaben	[72]
Diphenhydramin	0,2–2 mg/kg 1x tgl.	0,2–2 mg/kg 1x tgl.	oral	Allergische Reaktion	Keine Angaben	[72, 73, 77]
Hydroxyzin	0,2–2 mg/kg 1–2x tgl.	2–4 mg/kg 1–2x tgl.	oral	Allergische Reaktion	Keine Angaben	[78, 79]
<b>Mukolytika</b>						
Bromhexin	0,2–0,5 mg/kg 2–3x tgl.	0,2–0,5 mg/kg 2–3x tgl.	oral	Verbesserung der mukoziliären Clearance	Keine Angaben	[73, 77]

d: daily/Tag; tgl.: täglich; mind: mindestens; CR: Chronische Rhinitis; FHV-1: Felines Herpesvirus 1

Entzündungsreaktion auch bei Katzen eine Verbesserung erreicht werden kann [8]. Topische steroidale Nasentropfen können ebenfalls versuchsweise bei Hunden und Katzen eingesetzt werden, wenn die intranasale Gabe toleriert wird [6]. Alternativ können humanmedizinisch zugelassene inhalative Glukokortikoidsprays über eine Inhalationskammer bei Hunden und Katzen, die ein Ansprechen auf systemische Glukokortikoide zeigen, für die Langzeittherapie verabreicht werden [80]. Langfristig ist die lokale Glukokortikoidgabe mit deutlich weniger Nebenwirkungen verbunden als die systemische [80]. Präparate, die inhalativ eingesetzt werden können, sind Fluticasonpropionat, Budesonid oder Beclomethason. In Fallberichten werden mit der inhalativen Glukokortikoidtherapie Erfolge bei Hunden und Katzen mit CR beschrieben. Meist werden zu Beginn zweimal täglich 8–10 Atemzüge nach einem Sprühstoß inhaled, eine volle Wirksamkeit wird nach 7–10 Tagen erreicht [6, 81].

NSAIDs reduzieren Entzündungen der Nasenschleimhaut und wirken damit abschwellend [6]. In der prospektiven Pilot-Studie von Kaczmar und Mitarbeitern [64], in der Gruppen von Hunden mit LPR entweder mit Meloxicam oder Prednisolon über 6 Wochen oder erst Meloxicam (3 Wochen) und danach Prednisolon (3 Wochen) behandelt wurden, zeigten Hunde mit dem Meloxicam/Prednisolon-Protokoll die beste Verbesserung der klinischen und histologischen Parameter und waren im Gegensatz zu den beiden anderen Therapiegruppen über mehrere Monate nach Therapieende symptomfrei [64]. Beim Einsatz von NSAIDs sind vor allem potenzielle gastrointestinale Nebenwirkungen zu beachten sowie das nephro- und hepatotoxische Potenzial dieser Wirkstoffe. Eine gleichzeitige Gabe von Glukokortikoiden und NSAIDs sollte in jedem Fall vermieden werden, da die Gefahr von gastrointestinalen Blutungen und/oder Ulzerationen besteht [82, 83].

Bei Katzen existieren bisher keine Studien, die einen Einfluss von NSAIDs oder Glukokortikoiden auf den Verlauf der CR untersuchen. Werden Infektionen mit dem FHV-1 als Ursache einer CR nachgewiesen, können Glukokortikoide die virusinduzierte klinische Symptomatik verschlimmern, eine erneute Ausscheidung von Viren induzieren oder die Immunantwort auf eine bakterielle Infektion unterdrücken [8, 24].

## Antibiotika

Eine antibiotische Therapie reduziert in vielen Fällen Menge und Konsistenz des vorhandenen Nasenausflusses. Eine Symptomfreiheit wird jedoch selten erreicht oder es kommt nach Absetzen der antibiotischen Therapie zu einem erneuten Rezidiv [11, 84]. Die meisten bakteriellen Infektionen sprechen auf gängige First-Line-Antibiotika wie Aminopenicillinderivate (Amoxicillin, Amoxicillin-Clavulansäure, Ampicillin) oder Cephalosporine erster Generation an [4]. Ebenfalls wird oft ein gutes Ansprechen auf Doxycyclin beschrieben, da es eine gute Wirkung gegen *Bordetella bronchiseptica*, *Chlamydia felis* und *Mycoplasma* spp. aufweist [85–88]. Dies wird möglicherweise durch eine zusätzliche entzündungshemmende Wirkung von Doxycyclin begünstigt [6]. Durch die Elimination kommensaler Erreger bei antibiotisch vorbehandelten Tieren können Verschiebungen der nasalen Keimflora hin zu einer Population mit Pseudomonaden die Folge sein [8]. Zur Dauer einer Antibiotikatherapie gibt es keine evidenzbasierten Empfehlungen; sie sollte auf den individuellen Patienten ausgerichtet werden und von Faktoren

wie der Schwere der Symptome, Ansprechen auf Therapie, betroffenen Strukturen, Immunlage des Patienten und Verträglichkeit des Wirkstoffs abhängig gemacht werden.

## Antivirale Therapie

Eine antivirale Therapie ist bei Vorliegen einer aktiven Infektion mit dem FHV-1 im Zusammenhang mit einer klinischen Symptomatik sinnvoll.

## Interferon- $\omega$

Auch wenn sich FHV-1 *in vitro* als sensibel für Interferone gezeigt hat [79–91], gibt es keine klinischen Studien, die eine Wirksamkeit bei der CR der Katze nachweisen. Bei Katzen mit akuten viralen respiratorischen Erkrankungen der oberen Atemwege konnte in einer Placebo kontrollierten Studie keine signifikante Verbesserung der klinischen Symptome mit felinem Interferon- $\omega$  nachgewiesen werden [94]. Eine systemische Verabreichung für unspezifische respiratorische Atemwegserkrankungen wird dennoch von manchen Autoren empfohlen [8].

## Famciclovir

Famciclovir ist ein Analogon der Aminosäure 2-Aminopurin und daher eher virostatisch als virocid. Es existieren bisher jedoch keine klinischen Studien zur Wirksamkeit bei der CR [8]. Allerdings konnte bei 2 Katzen mit FHV-1 induzierter Rhinosinusitis eine Verbesserung unter Therapie gezeigt werden. Beide Katzen haben die Medikation über einen 4-monatigen Zeitraum gut vertragen [8, 93, 94].

## Antihistaminika

Antihistaminika werden mitunter in der Therapie der CR verwendet. Beim Menschen werden sie vor allem in der Therapie der saisonalen allergischen Rhinitis eingesetzt [95]. Bei Hunden und Katzen wird der therapeutische Effekt jedoch bei den meisten Patienten anekdotisch als gering beschrieben [6, 8]. Zudem haben diese Medikamente den ungewünschten Effekt, dass sie die Nasenschleimhaut austrocknen und so die Ansammlung von Sekreten begünstigen [6, 8, 96, 97]. Häufig wird auch ein sedativer Effekt beobachtet. Bei Hunden und Katzen, bei denen eine saisonale Komponente der Symptomatik beobachtet wird, kann eine versuchsweise eingesetzte Therapie mit Antihistaminika sinnvoll sein. Es können dazu verschiedene Präparate verwendet werden. Zur Verfügung stehen in der Veterinärmedizin Diphenhydramin und Hydroxyzin. Nach Umwidmung einsetzbar wären zudem Cetirizin und Cyproheptadin [6, 8].

## Nasenspülung

Bei Verlegung der Nasenhöhle durch zähen, purulenten Schleim können Spülungen durchgeführt werden, um einen stetigen und kontinuierlichen Luftstrom zu gewährleisten. Schleim kann nicht nur die Nasenatmung erschweren, sondern auch den *Sinus frontalis* verlegen, was zu einer Sinusitis führen kann. Diese verursacht Schmerzen im Bereich der Stirnhöhle, meist zeigen betroffene Tiere Apathie und Inappetenz. Bei kooperativen Tieren kann die Nase auch im wachen Zustand mit lauwarmer NaCl-Lösung gespült werden, beispielsweise mit einer auf die Nasenlöcher aufgesetzten Spritze. Eine gründliche Spülung der Nasenhöhlen sollte immer er-

folgen, wenn ein symptomatischer Patient in Narkose ist, beispielsweise im Rahmen einer diagnostischen Aufarbeitung [6, 8].

### Inhalation

Es gibt keine Studien, die eine Wirkung von Inhalation bei CR untersucht haben, man erhofft sich jedoch ein Verflüssigen von zähen Sekreten und eine Verbesserung der mukoziliären Clearance. Als Therapieregime wird eine 15-minütige Inhalation alle 8–12 Stunden empfohlen. Zur Inhalation wird in der Regel isotone NaCl-Lösung verwendet [8, 98, 99]. Je nach Ausmaß und Schweregrad der Symptomatik können Medikamente zum Inhalieren hinzugefügt werden. Unter anderem lassen sich Antibiotika wie Aminoglykoside [100] oder Mukolytika wie Acetylcystein (ACC) inhalativ verabreichen [8]. Durch seine hypertonen Eigenschaften kann ACC vor allem bei Katzen zu Bronchospasmen führen und weist eine epitheliale Toxizität auf [103]. Daher sollte diese Therapie vor allem bei der Katze vorsichtig angewendet werden. Häufig wird empfohlen, Patienten zur Inhalation beim Duschen mit in das Badezimmer zu nehmen [6, 8]. Elektrische Vernebler, für deren Verwendung kleinere Tiere in eine Kammer oder Transportbox gesetzt werden und größeren Hunden eine Maske aufgesetzt wird, falls diese toleriert wird, zeigen aufgrund der kleineren Aerosolgröße jedoch eine deutlich bessere Effektivität [102, 103].

### Mukolytika

Mukolytika sollen in erster Linie die mukoziliäre Clearance in den unteren Atemwegen verbessern, weshalb ein positiver Effekt auf die oberen Atemwege fraglich ist. Zur Verfügung stehen ACC sowie Bromhexin, wobei lediglich Bromhexin für das Kleintier für die orale Gabe zugelassen ist [6, 8].

### Operative Versorgung

Bei den meisten nasalen Erkrankungen ist eine operative Versorgung nicht erforderlich, da alternative, weniger invasive Methoden der Diagnostik und/oder Therapie für die am häufigsten auftretenden Erkrankungen zur Verfügung stehen [104]. Es wurden operative Behandlungsmethoden bei Patienten mit CR beschrieben, bei denen über einen dorsalen oder ventralen Zugang eine Turbinektomie durchgeführt wurde [105, 106]. Bei Katzen mit rezidivierender CR konnten bessere Ergebnisse erreicht werden, wenn zusätzlich chronisch entzündliches Gewebe aus dem *Sinus frontalis* entfernt wurde. In 4 von 6 Fällen wurde in einer Fallsammlung eine vollständige Genesung und in 9 von 19 Fällen ein gutes bis exzellentes Ergebnis erreicht [107]. In einer Studie wurde eine Eröffnung des *Sinus frontalis* mit einer ethmoidalen Conchenkürretage kombiniert und anschließend ein Fettautograft in den Sinus eingebracht. Für diesen chirurgischen Eingriff werden jedoch auch erhebliche Komplikationen beschrieben, die von unzureichendem Entfernen des chronisch entzündlich-veränderten Gewebes, Abszedierung der operierten Seite, neurologischen Symptomen, weiterhin bestehendem Nasenausfluss, bis hin zum Tod reichten [106, 107].

## Prognose

Die CR bei Hunden und Katzen wird als nicht heilbare Erkrankung angesehen. Umso wichtiger erscheint bei der Verdachtsdiagnose einer CR die Aufklärung der Besitzer vor einer kostenintensiven diagnostischen Aufarbeitung, bevor eine gesicherte Diagnose gestellt werden kann [6, 11, 21, 24].

### FAZIT FÜR DIE PRAXIS

Chronische Rhinitiden umfassen chronisch-entzündliche Erkrankungen der Nasenhöhle und der Nebenhöhlen mit meist unklarer Ätiologie. Die Diagnosestellung einer CR beinhaltet den Ausschluss anderer möglicher Erkrankungen mittels bildgebender Verfahren, Endoskopie, und ggf. mikrobiologischer und/oder mykologischer Untersuchungen. Bestätigt wird die Diagnose über die histopathologische Untersuchung von Nasenschleimhautbiopsien. Die CR ist in den meisten Fällen nicht heilbar. Mögliche Therapieansätze bestehen aus einer intensiven symptomatischen Behandlung mit schleimlösenden Medikamenten und Inhalation, zusätzlich kann eine entzündungshemmende Therapie mit lokalen oder systemischen Glukokortikoiden oder NSAIDs bei einigen Patienten eine klinische Besserung bewirken. Bei schweren bakteriellen Sekundärinfektionen kann auch die Gabe von Antibiotika phasenweise indiziert sein [8].

### Interessenkonflikt

Hiermit erklären die Autoren, dass sie keine geschützten, finanziellen, beruflichen oder anderen persönlichen Interessen haben, welche die im Manuskript dargestellten Inhalte oder Meinungen beeinflussen könnten.

### Literatur

Das Literaturverzeichnis findet sich online unter <https://dx.doi.org/10.1055/a-2548-1533>.

## Fortbildungsstunden sammeln auf CME.thieme.de



Die Teilnahme an dieser Fortbildungseinheit ist in der Regel 12 Monate möglich, solange ein aktives Abonnement besteht. Unter <https://cme.thieme.de/cme-webapp/#journals/1434-1239> oder über den QR-Code kommen Sie direkt zur Startseite des Wissenstests und zum Artikel. Sie finden dort auch den genauen Einsendeschluss. Sollten Sie Fragen zur Online-Teilnahme haben, finden Sie unter <https://cme.thieme.de/hilfe> eine ausführliche Anleitung.

Wir wünschen Ihnen viel Erfolg beim Beantworten der Fragen!



### Frage 1

Welche Ursache ist bei einem Patienten mit Deformation und Asymmetrie des Nasenknochens zu vermuten?

- A Nasaler Fremdkörper.
- B Nasaler Abszess.
- C Nasale Neoplasie.
- D Sinonasale Aspergillose
- E Oronasale Fistel

### Frage 2

Welche Ursache wird bei der Chronischen Rhinitis (CR) der Katze als häufiger Auslöser vermutet?

- A Chronische Fremdkörper
- B Allergien und Umwelteinflüsse
- C Traumata
- D Bakterielle Primärerreger
- E Vorangegangene Katzenschnupfeninfektion

### Frage 3

Welche Differentialdiagnosen kommen am häufigsten für unilateralen Nasenausfluss beim Hund in Frage?

- A Neoplasie, sinonasale Aspergillose und nasaler Fremdkörper
- B Zahnkronenfrakturen und oronasale Fisteln
- C Defekte im harten oder weichen Gaumen
- D Gingivitis und Parodontitis
- E Stöckchenverletzung

### Frage 4

Welche Laboruntersuchung sollte vor einer Nasenschleimhautbiopsie unbedingt durchgeführt werden?

- A Keine
- B Blutchemie
- C Schleimhautblutungszeit
- D Blutbild, PT, aPTT, sowie D-Dimere
- E Blutgasanalyse

### Frage 5

Welche Veränderungen des Schädels können mittels CT -Untersuchung bei Hunden mit CR dargestellt werden?

- A Ausschließlich knöcherne Strukturen
- B Ausschließlich weichteildichte Strukturen

- C Kongestion der Schleimhaut, Hyperämie, fragile Mukosa, Ansammlungen von Mukus und Ulzerationen der Schleimhaut
- D Es können keine Veränderungen dargestellt werden.
- E Flüssigkeitsansammlungen in den Nasengängen, verlegte Stirnhöhlen, Weichteilverschattungen, zerstörte Nasenmuscheln und Zerstörung der Turbinalia

### Frage 6

Welche pathologischen Befunde können bei Patienten mit CR während einer Rhinoskopie erhoben werden?

- A Kongestion der Schleimhaut, Hyperämie, fragile Mukosa, Ansammlungen von Mukus und Ulzerationen der Schleimhaut
- B Es können keine Veränderungen dargestellt werden.
- C Verlegte Stirnhöhlen, Weichteilverschattungen und Zerstörung der Turbinalia
- D Eine pinkfarbige, glatte und feingezeichnete Mukosa
- E Eine Lyse der knöchernen Begrenzungen der Nasen- und Stirnhöhlen

### Frage 7

Wie können Biopsieproben blind sicher gewonnen werden?

- A Biopsieproben können nur unter Sicht gewonnen werden.
- B Die Biopsiezange wird nach Gefühl in die Nasenhöhle geschoben.
- C Es wird die Strecke vom *Planum nasale* bis zum medialen Kanthus des Auges gemessen.
- D Es wird die Strecke vom *Planum nasale* bis zur *Lamina cribrosa* gemessen.
- E Die Biopsiezange wird bis zum Widerstand in die Nasenhöhle vorgeschoben.

### Frage 8

Welches sind histopathologisch bei den meisten Patienten die vorherrschenden Entzündungszellen bei einer CR?

- A Eosinophile Granulozyten
- B Mastzellen
- C Lymphoblasten
- D Lymphozyten, Neutrophile Granulozyten und Plasmazellen
- E Makrophagen

## Fortbildungsstunden sammeln auf [CME.thieme.de](https://cme.thieme.de)

Fortsetzung ...

### Frage 9

Welche Aussage zur Therapie bei der CR bei Hunden und Katzen ist richtig?

- A Es ist keine effektive Therapie bekannt. Verschiedene Medikamente müssen kombiniert werden.
- B Glukokortikoide und nicht steroidale Antiphlogistika sind Mittel der Wahl.
- C Patienten mit CR benötigen keine medikamentöse Therapie.
- D Die CR kann mit Antibiotika behandelt und geheilt werden.
- E Durch die Saisonalität sind Antihistaminika zur Therapie ausreichend.

### Frage 10

Welche Aussage zur Antibiotikagabe bei Hunden und Katzen mit CR ist richtig?

- A Die meisten bakteriellen Infektionen sprechen nur auf Reserveantibiotika an.
- B Die Gabe von Antibiotika führt in der Regel zu einer Heilung der Symptome.
- C Die Gabe von Antibiotika wird kontrovers diskutiert und führt in der Regel nicht zu einer Heilung der Symptome.
- D Zur Behandlung einer CR sind Antibiotika Mittel der Wahl.
- E Eine antibiotische Therapie eliminiert den vorhandenen Nasenausfluss meist vollständig.

## Zusatz Material

## Literatur

- [1] Demko JL, Cohn LA. Chronic nasal discharge in cats 75 cases. *J Am Vet Med Assoc* 2007; 230: 1032–1037
- [2] Michiels L, Day MJ, Snaps F et al. A retrospective study of non-specific rhinitis in 22 cats and the value of nasal cytology and histopathology. *J Feline Med Surg* 2003; 5: 279–285. DOI: 10.1016/s1098-612x(03)00044-5
- [3] Van Pelt DR, Lappin MR. Pathogenesis and Treatment of Feline Rhinitis. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 1994; 24: 807–823. DOI: 10.1016/S0195-5616(94)50102-5
- [4] Van Pelt DR, McKiernan BC. Pathogenesis and Treatment of Canine Rhinitis. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 1994; 24: 789–806. DOI: 10.1016/S0195-5616(94)50101-3
- [5] Galler A, Shibly S, Bilek A et al. [Chronic diseases of the nose and nasal sinuses in cats: a retrospective study]. *Schweiz Arch Tierheilkd* 2012; 154: 209–216. DOI: 10.1024/0036-7281/a000330
- [6] Windsor RC, Johnson LR. Canine chronic inflammatory rhinitis. *Clin Tech Small Anim Pract* 2006; 21: 76–81. DOI: 10.1053/j.ctsap.2005.12.014
- [7] Quimby J, Lappin M. Feline focus: Update on feline upper respiratory diseases: condition-specific recommendations. *Compendium (Yardley, PA)* 2010; 32: E1–E10. quiz E10
- [8] Reed N. Chronic rhinitis in the cat an Update. *Vet Clin Small Anim* 2020; 50: 311–329. DOI: 10.1016/j.cvsm.2019.10.005
- [9] Cohn LA. Canine nasal disease an Update. *Vet Clin Small Anim* 2020; 50: 359–374
- [10] Windsor RC. Molecular Detection of Microbes in Nasal Tissue of Dogs with Idiopathic Lymphoplasmacytic Rhinitis. *J Vet Intern Med* 2006; 20: 250–256
- [11] Windsor RC, Johnson LR, Herrgesell EJ et al. Idiopathic lymphoplasmacytic rhinitis in dogs: 37 cases (1997–2002). *J Am Vet Med Assoc* 2004; 224: 1952–1957
- [12] Norris AM, Laing EJ. Diseases of the nose and sinuses. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 1985; 15: 865–890. DOI: 10.1016/s0195-5616(85)50100-x
- [13] Greene CE. Bacterial Respiratory Infections. In *Infectious Diseases of the Dog and Cat*. St Louis, Missouri: W B Saunders; 2012: 4th edn 936–950
- [14] Tress B, Dorn ES, Suchodolski JS et al. Bacterial microbiome of the nose of healthy dogs and dogs with nasal disease. *PLoS One* 2017; 12: e0176736. DOI: 10.1371/journal.pone.0176736
- [15] Johnson LR, Foley JE, De Cock HEV et al. Assessment of infectious organisms associated with chronic rhinosinusitis in cats. *J Am Vet Med Assoc* 2005; 227: 579–585. DOI: 10.2460/javma.2005.227.579
- [16] Cape L. Feline idiopathic chronic rhinosinusitis: a retrospective study of 30 cases. *J Am Anim Hosp Assoc* 1992; 28: 149–155
- [17] Dorn ES, Tress B, Suchodolski JS et al. Bacterial microbiome in the nose of healthy cats and in cats with nasal disease. *PLoS One* 2017; 12: e0180299. DOI: 10.1371/journal.pone.0180299
- [18] Grotheer M, Hirschberger J, Hartmann K et al. Comparison of signalment, clinical, laboratory and radiographic parameters in cats with feline asthma and chronic bronchitis. *J Feline Med Surg* 2020; 22: 649–655. DOI: 10.1177/1098612x19872428
- [19] Clercx C, Peeters D, Snaps F et al. Eosinophilic bronchopneumopathy in dogs. *J Vet Intern Med* 2000; 14: 282–291. DOI: 10.1892/0891-6640(2000)014<0282:ebid>2.3.co;2
- [20] Bresciani M, Paradis L, Des Roches A et al. Rhinosinusitis in severe asthma. *The Journal of allergy and clinical immunology* 2001; 107: 73–80. DOI: 10.1067/mai.2001.111593
- [21] Windsor RC, Johnson LR, Herrgesell EJ et al. Idiopathic lymphoplasmacytic rhinitis in dogs: 37 cases (1997–2002). *J Am Vet Med Assoc* 2004; 224: 1952–1957. DOI: 10.2460/javma.2004.224.1952
- [22] Henderson SM, Bradley K, Day MJ et al. Investigation of nasal disease in the cat – a retrospective study of 77 cases. *J Feline Med Surg* 2004; 6: 245–257. DOI: 10.1016/j.jfms.2003.08.005
- [23] Lobetti R. Idiopathic lymphoplasmacytic rhinitis in 33 dogs. *J S Afr Vet Assoc* 2014; 85: 1151. DOI: 10.4102/jsava.v85i1.1151
- [24] Kuehn NF. Chronic rhinitis in cats. *Clin Tech Small Anim Pract* 2006; 21: 69–75. DOI: 10.1053/j.ctsap.2005.12.013
- [25] Elliot KM, Mayer MN. Radiation therapy for tumors of the nasal cavity and paranasal sinuses in dogs. *Can Vet J* 2009; 50: 309–312
- [26] Lobetti R. A retrospective study of chronic nasal disease in 75 dogs. *J SAfrvetAss* 2009; 80: 224–228
- [27] Meler E, Dunn M, Lecuyer M. A retrospective study of canine persistent nasal disease 80 cases. *Can Vet J* 2008; 49: 71–76
- [28] Tasker S, Knotenbelt CM, Munro EAC et al. Aetiology and diagnosis of persistent nasal disease in the dog a retrospective study of 42 cases. *Journal of Small Animal Practice* 1999; 40: 473–478
- [29] Pomrantz JS, Johnson LR, Nelson RW et al. Comparison of serologic evaluation via agar gel immunodiffusion and fungal culture of tissue for diagnosis of nasal aspergillosis in dogs. *J Am Vet Med Assoc* 2007; 230: 1319–1323. DOI: 10.2460/javma.230.9.1319
- [30] Taylor A, Peters I, Dhand NK et al. Evaluation of Serum Aspergillus-Specific Immunoglobulin A by Indirect ELISA for Diagnosis of Feline Upper Respiratory Tract Aspergillosis. *J Vet Intern Med* 2016; 30: 1708–1714. DOI: 10.1111/jvim.14567
- [31] Medleau L, Marks MA, Brown J et al. Clinical evaluation of a cryptococcal antigen latex agglutination test for diagnosis of cryptococcosis in cats. *J Am Vet Med Assoc* 1990; 196: 1470–1473
- [32] Malik R, McPetrie R, Wigney DI et al. A latex cryptococcal antigen agglutination test for diagnosis and monitoring of therapy for cryptococcosis. *Australian veterinary journal* 1996; 74: 358–364. DOI: 10.1111/j.1751-0813.1996.tb15445.x
- [33] Trivedi SR, Sykes JE, Cannon MS et al. Clinical features and epidemiology of cryptococcosis in cats and dogs in California: 93 cases (1988–2010). *J Am Vet Med Assoc* 2011; 239: 357–369. DOI: 10.2460/javma.239.3.357
- [34] Johnson LR. Canine and Feline Rhinitis: Theory and Practice. *ACVIM* 2013
- [35] Maggs DJ, Lappin MR, Reif JS et al. Evaluation of serologic and viral detection methods for diagnosing feline herpesvirus-1 infection in cats with acute respiratory tract or chronic ocular disease. *J Am Vet Med Assoc* 1999; 214: 502–507
- [36] Russo M, Lamb CR, Jakovljevic S. Distinguishing rhinitis and nasal neoplasia by radiography. *Vet Radiol Ultrasound* 2000; 41: 118–124. DOI: 10.1111/j.1740-8261.2000.tb01464.x
- [37] Pietra M, Spinella G, Pasquali F et al. Clinical findings, rhinoscopy and histological evaluation of 54 dogs with chronic nasal disease. *J Vet Sci* 2010; 11: 249–255. DOI: 10.4142/jvs.2010.11.3.249
- [38] Chawla H, Malhotra R, Yadav RK et al. Diagnostic Utility of Conventional Radiography in Head Injury. *J Clin Diagn Res* 2015; 9: Tc13–Tc15. DOI: 10.7860/jcdr/2015/13842.6133
- [39] Badea CT, Drangova M, Holdsworth DW et al. In vivo small-animal imaging using micro-CT and digital subtraction angiography. *Phys Med Biol* 2008; 53: R319–R350. DOI: 10.1088/0031-9155/53/19/r01
- [40] Lamb CR, Richbell S, Mantis P. Radiographic signs in cats with nasal disease. *J Feline Med Surg* 2016; 5: 227–235. DOI: 10.1016/s1098-612x(03)00023-8

- [41] Bar-Am Y, Pollard RE, Kass PH et al. The diagnostic yield of conventional radiographs and computed tomography in dogs and cats with maxillofacial trauma. *Vet Surg* 2008; 37: 294–299. DOI: 10.1111/j.1532-950X.2008.00380.x
- [42] Kuehn NF. Nasal computed tomography. *Clin Tech Small Anim Pract* 2006; 21: 55–59. DOI: 10.1053/j.ctsap.2005.12.010
- [43] Auler Fde A, Torres LN, Pinto AC et al. Tomography, Radiography, and Rhinoscopy in Diagnosis of Benign and Malignant Lesions Affecting the Nasal Cavity and Paranasal Sinuses in Dogs: Comparative Study. *Top Companion Anim Med* 2015; 30: 39–42. DOI: 10.1053/j.tcam.2015.06.002
- [44] Codner EC, Lurus AG, Miller JB et al. Comparison of computed tomography with radiography as a noninvasive diagnostic technique for chronic nasal disease in dogs. *J Am Vet Med Assoc* 1993; 202: 1106–1110
- [45] Schoenborn WC, Wisner ER, Kass PP et al. Retrospective assessment of computed tomographic imaging of feline sinonasal disease in 62 cats. *Vet Radiol Ultrasound* 2003; 44: 185–195. DOI: 10.1111/j.1740-8261.2003.tb01269.x
- [46] Tromblee TC, Jones JC, Etue AE et al. Association between clinical characteristics, computed tomography characteristics, and histologic diagnosis for cats with sinonasal disease. *Vet Radiol Ultrasound* 2006; 47: 241–248. DOI: 10.1111/j.1740-8261.2006.00134.x
- [47] Nemanic S, Hollars K, Nelson NC et al. Combination of computed tomographic imaging characteristics of medial retropharyngeal lymph nodes and nasal passages aids discrimination between rhinitis and neoplasia in cats. *Vet Radiol Ultrasound* 2015; 56: 617–627. DOI: 10.1111/vru.12279
- [48] Langley-Hobbs SJ, Demetriou J, Ladlow JF. *Feline soft tissue and general surgery*. Edinburgh: Elsevier 2014
- [49] Harris BJ, Lourenço BN, Dobson JM et al. Diagnostic accuracy of three biopsy techniques in 117 dogs with intra-nasal neoplasia. *J Small Anim Pract* 2014; 55: 219–224. DOI: 10.1111/j.sap.12187
- [50] Elie M, Sabo M. Basics in canine and feline rhinoscopy. *Clin Tech Small Anim Pract* 2006; 21: 60–63. DOI: 10.1053/j.ctsap.2005.12.011
- [51] De Lorenzi D, Bonfanti U, Masserdotti C et al. Diagnosis of canine nasal aspergillosis by cytological examination: a comparison of four different collection techniques. *J Small Anim Pract* 2006; 47: 316–319. DOI: 10.1111/j.1748-5827.2006.00153.x
- [52] Johnson LR, Kass PH. Effect of sample collection methodology on nasal culture results in cats. *J Feline Med Surg* 2009; 11: 645–649. DOI: 10.1016/j.jfms.2008.12.004
- [53] Rosch S, Bomhard WV, Heilmann RM et al. Nasal discharge in dogs – are microbiological and histopathological examinations clinically useful? *Tierarztl Prax Ausg K Kleintiere Heimtiere* 2019; 47: 84–96. DOI: 10.1055/a-0863-6667
- [54] Gianella P, Roncone S, Ala U et al. Upper digestive tract abnormalities in dogs with chronic idiopathic lymphoplasmacytic rhinitis. *J Vet Intern Med* 2020; 34: 1845–1852. DOI: 10.1111/jvim.15827
- [55] Lefebvre J, Kuehn NF, Wortinger A. Computed tomography as an aid in the diagnosis of chronic nasal disease in dogs. *J Small Anim Pract* 2005; 46: 280–285. DOI: 10.1111/j.1748-5827.2005.tb00321.x
- [56] Johnson LR, Clarke HE, Bannasch MJ et al. Correlation of rhinoscopic signs of inflammation with histologic findings in nasal biopsy specimens of cats with or without upper respiratory tract disease. *J Am Vet Med Assoc* 2004; 225: 395–400. DOI: 10.2460/javma.2004.225.395
- [57] Venema CM, Williams KJ, Gershwin LJ et al. Histopathologic and morphometric evaluation of the nasal and pulmonary airways of cats with experimentally induced asthma. *International archives of allergy and immunology* 2013; 160: 365–376. DOI: 10.1159/000342992
- [58] Schulz BS, Wolf G, Hartmann K. Bacteriological and antibiotic sensitivity test results in 271 cats with respiratory tract infections. *Veterinary Record* 2006; 158: 269–270
- [59] Dossin O, Gruet P, Thomas E. Comparative field evaluation of marbofloxacin tablets in the treatment of feline upper respiratory infections. *J Small Anim Pract* 1998; 39: 286–289. DOI: 10.1111/j.1748-5827.1998.tb03652.x
- [60] Nuttall TCSA. GRAM : guidance for the rational use of antimicrobials : recommendations for dogs and cats. 2016;
- [61] Billen F, Clercx C, Le Garèrès A et al. Effect of sampling method and incubation temperature on fungal culture in canine sinonasal aspergillosis. *J Small Anim Pract* 2009; 50: 67–72. DOI: 10.1111/j.1748-5827.2008.00672.x
- [62] Schulz C, Hartmann K, Mueller RS et al. Sampling sites for detection of feline herpesvirus-1, feline calicivirus and Chlamydia felis in cats with feline upper respiratory tract disease. *J Feline Med Surg* 2015; 17: 1012–1019. DOI: 10.1177/1098612x15569615
- [63] Reagan KL, Sykes JE. Canine Infectious Respiratory Disease. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 2020; 50: 405–418. DOI: 10.1016/j.cvs.2019.10.009
- [64] Kaczmar E, Rychlik A, Szweda M. The evaluation of three treatment protocols using oral prednisone and oral meloxicam for therapy of canine idiopathic lymphoplasmacytic rhinitis: a pilot study. *Ir Vet J* 2018; 71: 19. DOI: 10.1186/s13620-018-0131-3
- [65] Morton CM, Grant D, Johnston L et al. Clinical evaluation of meloxicam versus ketoprofen in cats suffering from painful acute locomotor disorders. *J Feline Med Surg* 2011; 13: 237–243. DOI: 10.1016/j.jfms.2010.09.018
- [66] Atkins CE, Johnson RK. Clinical toxicities of cats. *The Veterinary clinics of North America* 1975; 5: 623–652. DOI: 10.1016/s0091-0279(75)50078-x
- [67] Doig PA, Purbrick KA, Hare JE et al. Clinical efficacy and tolerance of meloxicam in dogs with chronic osteoarthritis. *Can Vet J* 2000; 41: 296–300
- [68] Benoist JM, Giroud JP. [Peripheral analgesics]. *La Revue du praticien* 1979; 29: 1575–1589
- [69] Elkholly DA, Brodbelt DC, Church DB et al. Side Effects to Systemic Glucocorticoid Therapy in Dogs Under Primary Veterinary Care in the UK. *Front Vet Sci* 2020; 7: 515. DOI: 10.3389/fvets.2020.00515
- [70] Grotheer M, Schulz B. [Feline asthma and chronic bronchitis – an overview of diagnostics and therapy]. *Tierarztl Prax Ausg K Kleintiere Heimtiere* 2019; 47: 175–187. DOI: 10.1055/a-0917-6245
- [71] Lappin MR, Blondeau J, Boothe D et al. Antimicrobial use Guidelines for Treatment of Respiratory Tract Disease in Dogs and Cats: Antimicrobial Guidelines Working Group of the International Society for Companion Animal Infectious Diseases. *J Vet Intern Med* 2017; 31: 279–294. DOI: 10.1111/jvim.14627
- [72] Plumb DC. *Plumb's veterinary drug handbook*. Ninth edition. Aufl. Stockholm, Wisconsin: PharmaVet Inc.; 2018
- [73] Löscher W, Ungemach FR, Emmerich IU et al. *Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren*: Enke; 2014
- [74] Riviere JE, Papich MG. *Veterinary pharmacology and therapeutics*. Tenth edition. Aufl. Hoboken, NJ: John Wiley & Sons Inc.; 2018
- [75] German AJ, Cannon MJ, Dye C et al. Oesophageal strictures in cats associated with doxycycline therapy. *J Feline Med Surg* 2005; 7: 33–41. DOI: 10.1016/j.jfms.2004.04.001
- [76] Bergmann M, Ballin A, Schulz B et al. [Treatment of acute viral feline upper respiratory tract infections]. *Tierarztl Prax Ausg K Kleintiere Heimtiere* 2019; 47: 98–109. DOI: 10.1055/a-0870-0801
- [77] Kraft W, Emmerich IU, Dörfelt R et al. *Dosierungsvorschläge für Arzneimittel bei Hund und Katze*: Schattauer; 2015

- [78] Rossbach K, Strattner A, Meurer D. Einsatz von H1-Antihistaminika in der Veterinärmedizin. *Der Praktische Tierarzt* 2016; 97: 1012–1020
- [79] Eichenseer MD, Müller R. Klinische Wirkung der Antihistaminika Chlorpheniramin/Hydroxyzin (Histacalmine) und Dimetinden (Fenistil) bei atopischen Hunden: Universitätsbibliothek der Ludwig-Maximilians-Universität 2013;
- [80] Reinero CR, Decile KC, Byerly JR et al. Effects of drug treatment on inflammation and hyperreactivity of airways and on immune variables in cats with experimentally induced asthma. *Am J Vet Res* 2005; 66: 1121–1127. DOI: 10.2460/ajvr.2005.66.1121
- [81] Sumner C, Rozanski E. Management of Respiratory Emergencies in Small Animals. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 2013; 43: 799–815. DOI: 10.1016/j.cvsm.2013.03.005
- [82] Lascelles BD, McFarland JM, Swann H. Guidelines for safe and effective use of NSAIDs in dogs. *Vet Ther* 2005; 6: 237–251
- [83] Lascelles BD, Court MH, Hardie EM et al. Nonsteroidal anti-inflammatory drugs in cats: a review. *Vet Anaesth Analg* 2007; 34: 228–250. DOI: 10.1111/j.1467-2995.2006.00322.x
- [84] Burgener DC, Slocombe RF, Zerbe CA. Lymphoplasmacytic rhinitis in five dogs. *J Am Anim Hosp Assoc*. 1987; 23: 565–568
- [85] Egberink H, Addie D, Belák S et al. Bordetella bronchiseptica infection in cats. ABCD guidelines on prevention and management. *J Feline Med Surg* 2009; 11: 610–614. DOI: 10.1016/j.jfms.2009.05.010
- [86] Schwarz S, Alesík E, Grobbel M et al. Antimicrobial susceptibility of Pasteurella multocida and Bordetella bronchiseptica from dogs and cats as determined in the BfT-GermVet monitoring program 2004–2006. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr* 2007; 120: 423–430
- [87] Speakman AJ, Dawson S, Corkill JE et al. Antibiotic susceptibility of canine Bordetella bronchiseptica isolates. *Vet Microbiol* 2000; 71: 193–200. DOI: 10.1016/s0378-1135(99)00171-6
- [88] Kompare B, Litster AL, Leutenegger CM et al. Randomized masked controlled clinical trial to compare 7-day and 14-day course length of doxycycline in the treatment of Mycoplasma felis infection in shelter cats. *Comp Immunol Microbiol Infect Dis* 2013; 36: 129–135. DOI: 10.1016/j.cimid.2012.11.001
- [89] Fulton RW, Burge LJ. Susceptibility of feline herpesvirus 1 and a feline calicivirus to feline interferon and recombinant human leukocyte interferons. *Antimicrob Agents Chemother* 1985; 28: 698–699. DOI: 10.1128/aac.28.5.698
- [90] Siebeck N, Hurley DJ, Garcia M et al. Effects of human recombinant alpha-2b interferon and feline recombinant omega interferon on in vitro replication of feline herpesvirus-1. *Am J Vet Res* 2006; 67: 1406–1411. DOI: 10.2460/ajvr.67.8.1406
- [91] Sandmeyer LS, Keller CB, Bienzle D. Effects of interferon-alpha on cytopathic changes and titers for feline herpesvirus-1 in primary cultures of feline corneal epithelial cells. *Am J Vet Res* 2005; 66: 210–216. DOI: 10.2460/ajvr.2005.66.210
- [92] Ballin AC, Schulz B, Helps C et al. Limited efficacy of topical recombinant feline interferon-omega for treatment of cats with acute upper respiratory viral disease. *Vet J* 2014; 202: 466–470. DOI: 10.1016/j.tvjl.2014.09.030
- [93] Malik R, Lessels NS, Webb S et al. Treatment of Feline Herpesvirus-1 Associated Disease in Cats with Famciclovir and Related Drugs. *J Feline Med Surg* 2009; 11: 40–48. DOI: 10.1016/j.jfms.2008.11.012
- [94] Thomasy SM, Lim CC, Reilly CM et al. Evaluation of orally administered famciclovir in cats experimentally infected with feline herpesvirus type-1. *Am J Vet Res* 2011; 72: 85–95. DOI: 10.2460/ajvr.72.1.85
- [95] Kawauchi H, Yanai K, Wang DY et al. Antihistamines for Allergic Rhinitis Treatment from the Viewpoint of Nonsedative Properties. *Int J Mol Sci* 2019; 20:. DOI: 10.3390/ijms20010213
- [96] Sturgess K. Chronic nasal discharge and sneezing in cats. *In Practice* 2013; 35: 67–76. DOI: 10.1136/inp.f633
- [97] Scherk M. Snots and snuffles: rational approach to chronic feline upper respiratory syndromes. *J Feline Med Surg* 2010; 12: 548–557. DOI: 10.1016/j.jfms.2010.05.006
- [98] Gaskell R, Dawson S, Radford A et al. Feline herpesvirus. *Vet Res* 2007; 38: 337–354. DOI: 10.1051/vetres:2006063
- [99] Radford AD, Coyne KP, Dawson S et al. Feline calicivirus. *Vet Res* 2007; 38: 319–335. DOI: 10.1051/vetres:2006056
- [100] Morgane Canonne A, Roels E, Menard M et al. Clinical response to 2 protocols of aerosolized gentamicin in 46 dogs with Bordetella bronchiseptica infection (2012–2018). *J Vet Intern Med* 2020; 34: 2078–2085. DOI: 10.1111/jvim.15843
- [101] Reinero CR, Lee-Fowler TM, Dodam JR et al. Endotracheal nebulization of N-acetylcysteine increases airway resistance in cats with experimental asthma. *J Feline Med Surg* 2011; 13: 69–73. DOI: 10.1016/j.jfms.2010.09.010
- [102] Court MH, Dodman NH, Seeler DC. Inhalation therapy. Oxygen administration, humidification, and aerosol therapy. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 1985; 15: 1041–1059. DOI: 10.1016/s0195-5616(85)50109-6
- [103] Le Brun PP, de Boer AH, Heijerman HG et al. A review of the technical aspects of drug nebulization. *Pharm World Sci* 2000; 22: 75–81. DOI: 10.1023/a:1008786600530
- [104] Johnston SA, Tobias KM. *Veterinary Surgery: Small Animal Expert Consult – E-BOOK: Veterinary Surgery: Small Animal Expert Consult – E-BOOK: Elsevier Health Sciences* 2017;
- [105] Holmberg DL, Fries C, Cockshutt J et al. Ventral rhinotomy in the dog and cat. *Veterinary surgery : VS* 1989; 18: 446–449. DOI: 10.1111/j.1532-950x.1990.tb01123.x
- [106] Norsworthy GD. Surgical treatment of chronic nasal discharge in 17 cats. *Veterinary Medicine*. 1993;
- [107] Anderson GI. The treatment of chronic sinusitis in six cats by ethmoid conchal curettage and autogenous fat graft sinus ablation. *Vet Surg* 1987; 16: 131–134. DOI: 10.1111/j.1532-950x.1987.tb00924.x

### **III. PUBLIKATION**

Niedenführ TA, Weickelt A, Wolf G, Zablotski Y, Schulz BS. Comparison of bacterial culture results obtained from three different sampling locations in dogs and cats with chronic nasal disease. N Z Vet J. 2024 Nov;72(6):317-322.

doi: 10.1080/00480169.2024.2378696

## RESEARCH ARTICLE



# Comparison of bacterial culture results obtained from three different sampling locations in dogs and cats with chronic nasal disease

TA Niedenfür <sup>a,b</sup>, A Weickelt<sup>b</sup>, G Wolf <sup>c</sup>, Y Zablotki <sup>d</sup> and BS Schulz <sup>b</sup>

<sup>a</sup>Department for Small Animals, College of Veterinary Medicine, University of Leipzig, Leipzig, Germany; <sup>b</sup>Clinic of Small Animal Medicine, Ludwig Maximilian University of Munich, Munich, Germany; <sup>c</sup>Institute for Infectious Diseases and Zoonoses, Ludwig Maximilian University of Munich, Munich, Germany; <sup>d</sup>Clinic for Ruminants with Ambulatory and Herd Health Services, Ludwig Maximilian University of Munich, Oberschleissheim, Germany

## ABSTRACT

**Aims:** To assess agreement of bacterial culture results from samples taken from nasal discharge, the nasal cavity and nasal biopsy from dogs and cats with nasal disease.

**Methods:** Nineteen dogs and 21 cats with different nasal diseases (chronic rhinitis,  $n = 30$ ; neoplasia,  $n = 7$ ; sinonasal aspergillosis,  $n = 3$ ) were prospectively enrolled in the study. Nasal swabs were taken bilaterally from nasal discharge at the nares, the nasal cavity, and one nasal mucosal biopsy per side. All samples were subjected to aerobic bacterial culture. Kappa statistics were used to evaluate agreement for the most prevalent bacterial species between sampling sites.

**Results:** A positive culture result for at least one bacterial species was detected in 80% of samples from nasal discharge/nares, 92% of nasal cavity samples, and 75% of biopsy samples. The mean agreement between the three sampling sites for positive vs. negative culture results was never greater than moderate and the precision of the estimates of agreement varied widely.

The most frequently isolated bacterial species in dogs were *Staphylococcus pseudintermedius*, *Staphylococcus* spp. and *Streptococcus* spp. In cats, *Pasteurella* spp. and *Staphylococcus felis* were the bacterial species cultured most frequently.

For the most prevalent cultured species, *Staphylococcus* spp., mean agreement between sites was never greater than fair and the precision again varied widely.

**Conclusion:** This study indicates that bacterial culture results in feline and canine nasal disease are site-specific and there was no evidence from this study for consistency between sites within a patient for many bacterial species. Consequently, if bacterial culture results from nasal swabs are used to guide therapeutic antimicrobial choice, different treatments may be selected depending on the site of culture. As a consequence, there is no evidence from this study that nasal bacterial cultures should be recommended as a routine diagnostic measure.

## ARTICLE HISTORY

Received 26 May 2023  
Accepted 8 July 2024

## KEYWORDS

Bacterial infection; canine; feline; chronic rhinitis; nasal neoplasia

## Introduction

The bodies of animals and humans are populated with a multitude of different bacterial species (Li *et al.* 2019). Most interactions between host and microorganism do not result in disease, because the two entities have a symbiotic relationship (Dethlefsen *et al.* 2007). As the commensal bacterial flora is well developed in the upper airways, interpretation of bacterial culture results from that area is difficult, and the rationale for antibiotic treatment is questionable in many cases. Primary bacterial rhinitis is considered to be an uncommon cause of chronic nasal disease in dogs and cats. However, mucosal impairment and secondary bacterial infection are common and can be induced by different causes, including inflammatory chronic rhinitis; fungal, viral or parasitic infection; neoplasia; foreign bodies; or dental-related nasal disease (Cohn 2020; Reed 2020). Antibiotic treatment

frequently results in temporary improvement of clinical signs (Cohn 2020). An aetiological role for bacteria has been discussed in dogs and cats with chronic rhinitis, as most of these patients show considerable improvement in clinical signs after receiving antibiotics (Lobetti 2009).

Surveys of the bacterial microflora of the nasal cavities, tonsils and pharynx of clinically healthy dogs and cats have found many types of aerobic and facultative anaerobic bacteria. Greater numbers of organisms can normally be cultured from the rostral rather than from the caudal nasal cavity. Although there are marked individual variations in nasal and pharyngeal bacteria, a specific range of bacterial species can be found in both locations (Smith 1961; Clapper and Meade 1963; Lee-Fowler and Reinero 2012).

Some authors have postulated that cultivating nasal discharge might be of limited benefit, because

**CONTACT** TA Niedenfür  [Thomas.niedenfuhr@kleintierklinik.uni-leipzig.de](mailto:Thomas.niedenfuhr@kleintierklinik.uni-leipzig.de)

 Supplemental data for this article can be accessed online at <https://doi.org/10.1080/00480169.2024.2378696>.

© 2024 The Author(s). Published by Informa UK Limited, trading as Taylor & Francis Group

This is an Open Access article distributed under the terms of the Creative Commons Attribution-NonCommercial-NoDerivatives License (<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/>), which permits non-commercial re-use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original work is properly cited, and is not altered, transformed, or built upon in any way. The terms on which this article has been published allow the posting of the Accepted Manuscript in a repository by the author(s) or with their consent.

commensal bacteria of the oropharynx will likely be detected (Schulz *et al.* 2006) and as primary bacterial rhinitis is considered a rare condition, bacterial cultures from nasal samples are thought to be of little use or even misleading (Cohn 2020). Others recommend deep tissue or swab samples from the nasal cavity for bacterial culture instead (Cohn 2020). However, it has been shown that the sampling method can influence nasal culture results in cats (Johnson and Kass 2009) and it remains unclear which bacterial sampling method and location should be used in dogs and cats with chronic nasal disease or whether cultivating nasal discharge at the nares, within the nasal cavity or by nasal biopsy is still appropriate at all. Dorn *et al.* (2017) suggested that the focus of diagnostic efforts should rather be on evaluation of bacterial colonisation as a whole and the factors promoting bacterial overgrowth and dysbiosis in certain areas. Nevertheless, many veterinarians still focus on culture and sensitivity testing in dogs and cats with nasal disease, potentially missing the primary disease process. The significance of nasal bacterial cultures is thus controversial.

The aim of the present study was to assess the most common bacterial species cultured from dogs and cats with nasal disease from nasal discharge, the nasal cavity and nasal biopsies and to evaluate the level of agreement for positive cultures and for the most prevalent species. Our hypothesis was that bacterial cultures obtained from three different locations within the nose would yield a low level of agreement.

## Materials and methods

### Study design

The study was approved by the ethical committee of the Department of Veterinary Sciences of the Ludwig Maximilian University of Munich (LMU Munich, Germany) (63-12-04-2016) and was conducted from 2016 to 2019.

Dogs and cats that were presented for a diagnostic work-up of nasal disease at the Clinic of Small Animal Medicine (LMU Munich) were prospectively enrolled in the study. The diagnostic work-up included CT, rhinoscopy and collection of nasal swab and biopsy samples. Pre-treatment with antibiotics was not defined as an exclusion criterion.

### Sample collection

All samples were collected while patients were under general anaesthesia for rhinoscopic work-up. Three samples per nasal side were taken from each patient: one swab (swab with Amies transport medium; Sarstedt, Nuembrecht, Germany) from nasal discharge at the nostrils or, if absent, from the nostril itself. Second, after cleaning and disinfection of the skin surrounding the

nostril, the nasal cavity was sampled by advancing a swab into the nasal cavity up to the medial canthus of the eye and rotating the swab. Finally, biopsies of the nasal mucosa were taken, either guided by endoscopy during rhinoscopy or blind, using sterilised biopsy forceps after flushing the nasal cavity with sterile saline. All tissue samples were taken at the level of the medial canthus of the eye. The biopsies were transferred onto a cotton swab. All samples were submitted for culture on the day of sampling.

### Bacteriological examination

Samples were submitted for bacterial culture to the diagnostic laboratory of the Institute for Infectious Diseases and Zoonoses (LMU Munich). Aerobic bacteriological culture was performed on a set of different plates including Columbia agar with and without 5% defibrinated sheep blood (BBL Columbia Agar Base; Becton Dickinson, Le Pont de Claix, France), Gassner agar (Sifin Diagnostics GmbH, Berlin, Germany), and Rambach agar (Chromocult Rambach Agar; Merck KGaA, Darmstadt, Germany). In addition, Columbia sheep-blood agar with colistin-naladixic acid (Becton Dickinson) was used for selective cultivation of Gram-positive bacteria, and Bordet-Gengou agar (Difco Bordet Gengou Agar Base; Becton Dickinson) for selective isolation of *Bordetella* spp. All plates were prepared in-house. Plates were incubated at 36–38°C under aerobic conditions and examined after 24 and 48 hours. Identification of every colony type was performed using a matrix-assisted laser desorption/ionisation time-of-flight mass spectrometer (Microflex LT MALDI Biotyper; Bruker Daltonik GmbH, Bremen, Germany).

### Statistical analysis

The number of animals that had a positive sample for each location and the number of animals that had a positive sample for *Staphylococcus* spp., were formatted descriptively in contingency tables. A bacterial culture result was defined as positive for each patient if the bacterial culture of either left, right or both sides of a sampling site yielded bacterial growth.

Given the small sample size and the number of potential confounders, differences in the bacterial flora of the nasal cavity between dogs and cats were just described qualitatively for this sample as simple proportions without CI or inferential statistical analysis.

The agreement between the three locations for positive bacterial growth and the agreement for the most prevalent bacterial species, *Staphylococcus* spp., was expressed using the kappa statistic for measuring agreement of a nominal variable between more than two assessment methods. A negative kappa statistic suggests a level of agreement worse than would be expected by chance, kappa near zero represents a

level of agreement that would be expected by chance, and increasingly positive values represent greater agreement. The value of kappa is affected by the prevalence of the event, and the potential impact of this on the value of kappa can be measured by the prevalence index (Byrt *et al.* 1993). We suspected that where a positive result was defined as the isolation of any bacterial species, the proportion of positive agreement between sites would be higher than the proportion of negative agreement between sites. This will tend to reduce the unadjusted value of kappa, particularly at higher kappa values. Kappa can also be affected by disagreement between sites on the proportion of positive and negative cases. The magnitude of this effect can be estimated from the bias index and when bias is high, the unadjusted kappa value is elevated, with the greatest effect at low values of kappa (Byrt *et al.* 1993). Consequently, for each paired comparison, we have reported mean and 95% CI for the prevalence and bias indices, and the unadjusted and prevalence-bias adjusted values for kappa.

All analysis was conducted using the statistical software programme R (R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria) and the epiR package (Stevenson and Sergeant 2024).

## Results

### Patient population

The study included 19 dogs and 21 cats, all privately owned. The median age for dogs was 6 (min 1, max 13) years, and for cats 7 (min 0.5, max 15) years. The 19 dogs comprised seven intact and seven neutered males, and one intact and four spayed females. The cats comprised three intact and eight neutered males and three intact and seven spayed females. The most common dog breeds were Parson Russell Terrier (n = 2), Poodle (n = 2), German Shepherd (n = 2) and Yorkshire Terrier (n = 2) and for cats, Domestic Shorthair (n = 12) and Norwegian Forest Cat (n = 2) (see Supplementary Table 1). Based upon results of the diagnostic imaging, endoscopy and histopathology, patients were categorised as having chronic rhinitis (n = 30), nasal neoplasia (n = 7), or aspergillosis (n = 3) (Table 1). Antibiotic pre-treatment within 4 weeks prior to sample collection had been administered in 12/40 (30%) patients included in the study (Supplementary Table 1).

**Table 1.** Distribution (number and percentage of each host species) for the underlying nasal diseases in dogs and cats included in a study comparing bacterial flora isolated from three different sampling locations.

Diagnosis	Dogs (n = 19)	Cats (n = 21)	Total (n = 40)
Chronic rhinitis	13 (68%)	17 (81%)	30 (75%)
Nasal neoplasia	3 (16%)	4 (19%)	7 (17%)
Sinonasal aspergillosis	3 (16%)	0	3 (8%)

**Table 2.** Number and percentage of animals with a positive or negative culture for any aerobic bacteria from three different sampling locations in a study of 19 dogs and 21 cats with chronic nasal disease (n = 40).

Location	Positive	Negative
Nasal discharge	32 (80.0%)	8 (20.0%)
Nasal cavity	37 (92.5%)	3 (7.5%)
Nasal biopsy	30 (75.0%)	10 (25.0%)

**Table 3.** Number and percentage of animals with a positive or negative culture for *Staphylococcus* spp. from three different nasal sampling locations in a study of 19 dogs and 21 cats with chronic nasal disease (n = 40).

Location	Positive	Negative
Nasal discharge	21 (52.5%)	19 (47.5%)
Nasal cavity	31 (77.5%)	9 (22.5%)
Nasal biopsy	24 (60.0%)	16 (40.0%)

### Bacterial isolates

A total of 240 samples taken from 40 patients were submitted for bacterial culture. The numbers of animals with positive bacterial growth are presented in Table 2 and the numbers of animals positive for *Staphylococcus* spp. are reported in Table 3.

In cats, 18 Gram-positive and 10 Gram-negative bacterial species were isolated. In dogs, 17 Gram-positive and eight Gram-negative bacterial species were determined. The bacterial culture results for all patients are presented in Supplementary Table 1.

The most frequently isolated bacterial species in dogs in this sample were *Staphylococcus pseudintermedius*, *Staphylococcus* spp. and *Streptococcus* spp. In the enrolled cats, *Pasteurella* spp. and *Staphylococcus felis* were the bacterial species cultured most frequently. All bacterial species isolated from dogs and cats are presented in Supplementary Table 2.

The prevalence and bias indices, and the raw and prevalence-bias adjusted kappa values for agreement between each of the pairs of locations for positive bacterial growth and the agreement for when *Staphylococcus* spp. were isolated are reported in Table 4.

This indicates that whilst our data are consistent with a wide range of agreement between sites for both the isolation of any bacterial species and for identification of *Staphylococcus* spp, the point estimates for agreement are never greater than moderate: there is no evidence from this study that there is likely to be agreement between sites of nasal culture. For the isolation of any bacterial species, the influence of prevalence bias can be seen in the difference between the unadjusted and adjusted values of kappa but the imprecision of our estimates of agreement remains. There was less evidence for bias, particularly for the isolation of any bacterial species.

## Discussion

The present study shows that bacterial sampling of nasal discharge, the nasal cavity or nasal biopsies is

**Table 4.** Measures of prevalence, bias and agreement of microbiological culture results for any aerobic bacteria or for *Staphylococcus* spp., from three nasal sampling sites in a study of 19 dogs and 21 cats with chronic nasal disease. Interpretation of numeric values of kappa is based on the recommendations of Cohen (1960).

Agreement between sites	Prevalence index <sup>a</sup> (95% CI)	Bias index <sup>b</sup> (95% CI)	Raw kappa (95% CI)	Interpretation of level of agreement from raw kappa and CI <sup>c</sup>	Prevalence and bias adjusted kappa (95% CI)	Interpretation of prevalence and bias adjusted kappa and CI <sup>c</sup>
Any aerobic bacteria						
ND vs. NC	0.72 (0.58–0.87)	−0.13 (−0.27 to 0.02)	0.08 (−0.45 to 0.61)	Slight (poor to substantial)	0.55 (0.23–0.78)	Moderate (fair to substantial)
ND vs. NB	0.55 (0.38–0.72)	0.05 (−0.13 to 0.23)	0.14 (−0.26 to 0.55)	Slight (poor to moderate)	0.4 (0.07–0.67)	Moderate (slight to substantial)
NC vs. NB	0.68 (0.52–0.83)	0.18 (0.02 to 0.33)	0.04 (−0.44 to 0.52)	Slight (poor to moderate)	0.45 (0.12–0.71)	Moderate (slight to substantial)
<i>Staphylococcus</i> spp.						
ND vs. NC	0.3 (0.11–0.49)	−0.25 (−0.45 to −0.05)	0.28 (−0.02 to 0.58)	Fair (poor to moderate)	0.3 (−0.03 to 0.59)	Fair (poor to moderate)
ND vs. NB	0.13 (−0.08 to 0.33)	−0.07 (−0.29 to 0.14)	0.34 (0.05–0.64)	Fair (slight to substantial)	0.35 (0.02–0.63)	Fair (slight to substantial)
NC vs. NB	0.38 (0.18–0.57)	0.18 (−0.02 to 0.37)	0.27 (−0.06 to 0.60)	Fair (poor to moderate)	0.35 (0.02–0.63)	Fair (slight to substantial)

<sup>a</sup>Prevalence index: where −1 implies both observers agree on all negative classifications, 0 implies observers agree on half the negative and half the positive classifications and +1 implies both observers agree on all positive classifications.

<sup>b</sup>Bias index: where 0 implies no difference in the proportion of positive classifications and no difference in the proportion of negative classifications, and 1 implies all the positive classifications by one observer are classified as negative by the other or vice-versa.

<sup>c</sup>Kappa < 0: no agreement; 0–0.2: slight agreement, 0.2–0.4: fair agreement, 0.4–0.6: moderate agreement, 0.6–0.8: substantial agreement, 0.8–1.0: almost perfect agreement.

associated with a high likelihood of obtaining a positive bacterial culture. In addition, the study frequently revealed positive bacterial growth for more than one species, in some cases for up to six different bacterial organisms. Our results were consistent with a wide range of agreement between sites both for the presence of any bacteria or the presence of *Staphylococcus* spp. and the mean agreement for this dataset was never more than moderate. Because the sample collection method likely influences culture results, some authors have recommended a deep swab or biopsy, stating that other sampling methods cannot be used as an alternative for most bacteria (Johnson *et al.* 2005; Johnson and Kass 2009; Lobetti 2014; Cohn 2020). However, this does not take into account that polymicrobial colonisation or infection seems to be common in the nasal cavity, as shown in the present study.

It has been suggested that culture results from the rostral nasal cavity may differ from those obtained from the caudal nasal cavity with a higher prevalence of positive samples in the former (Abramson *et al.* 1980). This theory could not be confirmed in the present study, in which a high prevalence of bacterial growth was detected in all three locations. Similarly, brush or lavage samples from superficial epithelium may not adequately reflect bacterial and fungal infiltration in the nasal mucosa. In addition, samples from the nasal cavity and nasal tissue biopsies could be contaminated by bacteria located in the nasal antrum and the skin surrounding the nares. In cases that require a culture from deeper nasal structures, using a protected catheter brush or protected biopsy forceps should be considered (Windsor and Johnson 2006). In this study, disinfection of the nares was performed before insertion of a swab into the nasal

cavity for sampling. In addition, both nasal cavities were flushed with sterile saline before collection of the biopsy samples. Nevertheless, bacterial contamination could not be ruled out completely, because the nasal cavity is not sterile.

The present study evaluated samples from both dogs and cats in order to investigate potential differences in the prevalence of bacterial species in feline and canine patients with nasal disease. The results show that for this sample of animals, there were differences in the bacterial composition between dogs and cats. While staphylococci accounted for > 50% of the canine isolates, there was no evidence of a single predominant bacterial genus in enrolled cats. Most of these bacterial species have also been cultured from clinically healthy dogs and cats (Lee-Fowler and Reinero 2012). This emphasises that the distinction between the normal commensal flora and potentially pathogenic bacterial growth is probably impossible to make in most cases. Repeated nasal cultures revealing significant growth of the same bacterial species might indicate pathogenicity in certain cases; however, this has yet to be proven in prospective studies. In some cases, multi resistant bacteria or bacteria with a zoonotic potential, such as toxigenic *Corynebacterium ulcerans*, which can cause diphtheria-like disease in humans, have been cultured from dogs and cats with rhinitis (Saeki *et al.* 2015; Fungwithaya *et al.* 2017). Therefore, culture might be indicated for animals showing signs of rhinitis who share a household with immunosuppressed persons. However, nasal carriage of these potential pathogens has also been described in healthy animals. The International Society for Companion Animal Infectious Diseases (ISCAID) recommends culture and sensitivity testing for antibiotic selection in chronic feline rhinitis patients

if there is recurrence of clinical signs, non-responsiveness to antibiotic treatment, or if pathogenic bacteria such as *Pseudomonas* spp. have been detected (Lappin *et al.* 2017). In the present study, only one cat with chronic rhinitis revealed positive growth for *Pseudomonas* sp., however, the pathogen could be detected in all three sampling locations in this patient. Evidence for a greater number of bacteria across nasal sites has also been described for dogs with lymphoplasmacytic and fungal rhinitis and nasal neoplasia (Norris and Laing 1985; Windsor *et al.* 2004, 2006; Greene and Calpin 2012).

There was no evidence from the current study for agreement between culture sites, either for the presence of any bacteria or the presence of *Staphylococcus* spp. However, our results were consistent with a wide range of agreement, although the mean agreement for this dataset was never more than moderate. Based on these results, no specific sampling site for bacterial culturing can be recommended, and the likelihood of obtaining a positive culture result is high in every location. Disagreement between sampling sites does not imply that the bacteria identified at any one site are necessarily responsible for the clinical disease, as the analysis measures agreement and not validity of the test. Sampling nasal discharges only cannot be seen as exchangeable with sampling more caudal locations and if sampling is performed in a clinical case to look for potential pathogenic organisms and guide antimicrobial therapy, our results suggest it might be advisable to sample all three locations.

Trying to identify an optimum sampling site may be even less relevant when looking at data from nasal microbiome studies in dogs and cats with different nasal diseases. Studies using next generation sequencing techniques were able to show species-rich bacterial communities in the canine and feline nasal cavity (Dorn *et al.* 2017; Tress *et al.* 2017). The majority of bacteria detected in these studies had never been isolated before with conventional culture techniques. Significant differences could be shown in the composition of microbiota colonising the nose of healthy dogs compared to dogs with nasal neoplasia or chronic rhinitis, indicating an influence of the primary disease process on the bacterial microflora (Dorn *et al.* 2017). Furthermore, an influence of age, facial conformation and environmental factors on the nasal microbial composition could be shown (Dorn *et al.* 2017; Tress *et al.* 2017; Vangrinsven *et al.* 2021). Similar findings are subject to discussion in human medicine, where current knowledge on the upper respiratory microbiome is mainly based on cultivation assays, targeting only a small fraction of microbial communities in comparison to next generation sequencing of the bacterial 16S rRNA gene (Kumpitsch *et al.* 2019).

This study has some limitations. Due to the prospective character, the study only included a limited number

of cases. The small sample size resulted in wide CI, indicating a lack of precision for assessment of the level of agreement. Furthermore, obligatory anaerobic species could have been missed. Although sampling was performed using a standardised protocol and disinfection measures before swab or biopsy forceps were advanced into the nasal cavity, bacterial contamination of both sampling devices by the skin surrounding the nares, the nasal vestibule or by intranasal secretions could not be totally excluded and might have affected the results. The location of the sampling, which was standardised in this study, could also have had an impact on the culture results. In addition, pre-treatment with antibiotics and differences between host species could have influenced the bacterial culture results. In the context of this study, it was not possible to evaluate whether prior antimicrobial treatment might have influenced bacterial growth, species richness or resistance profile of bacteria. However, since comparison of different sampling sites for bacterial detection was the primary aim of the study and not description of the nasal microflora, antibiotic pre-treatment was not defined as an exclusion criterion.

In conclusion, this study indicates that bacterial culture results in feline and canine nasal disease seem to be site specific and inconsistent between sites within a patient. Sampling results are therefore not likely to be useful in most cases to indicate antimicrobial choice, given the lack of evidence that the isolated organism will be a pathogen of interest. Primary rhinosinusitis is considered rare in dogs and cats. Findings should always be interpreted in accordance with clinical signs, imaging, and histopathology to investigate potential factors predisposing to secondary bacterial infection. The lack of precision in the estimates of the agreement between sampling sites in this study suggests that there is no evidence to support nasal sampling as a useful diagnostic technique at a clinical level, and that results could be misleading in guiding treatment.

## Acknowledgements

The authors would like to thank Prof. Dr. LFH Theyse for help with language editing and structuring of the paper.

## Disclosure statement

No potential conflict of interest was reported by the author(s).

## ORCID

TA Niedenführ  <http://orcid.org/0000-0002-9423-1883>

G Wolf  <http://orcid.org/0000-0002-2644-0421>

Y Zablotzki  <http://orcid.org/0000-0001-6928-4089>

BS Schulz  <http://orcid.org/0000-0002-1785-6206>

## References

- Abramson AL, Isenberg HD, McDermott LM.** Microbiology of the canine nasal cavities. *Rhinology* 18, 143–50, 1980
- Byrt T, Bishop J, Carlin JB.** Bias, prevalence and kappa. *Journal of Clinical Epidemiology* 46, 423–9, 1993 [https://doi.org/10.1016/0895-4356\(93\)90018-V](https://doi.org/10.1016/0895-4356(93)90018-V)
- Clapper WE, Meade GH.** Normal flora of the nose, throat, and lower intestine of dogs. *Journal of Bacteriology* 85, 643–8, 1963. <https://doi.org/10.1128/jb.85.3.643-648.1963>
- Cohen J.** A coefficient of agreement for nominal scales. *Educational and Psychological Measurement* 20, 37–46, 1960 <https://doi.org/10.1177/001316446002000104>
- Cohn LA.** Canine nasal disease: an update. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice* 50, 359–74, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2019.11.002>
- Dethlefsen L, McFall-Ngai M, Relman DA.** An ecological and evolutionary perspective on human–microbe mutualism and disease. *Nature* 449, 811–8, 2007. <https://doi.org/10.1038/nature06245>
- Dorn ES, Tress B, Suchodolski JS, Nisar T, Ravindran P, Weber K, Hartmann K, Schulz BS.** Bacterial microbiome in the nose of healthy cats and in cats with nasal disease. *PLoS One* 12, e0180299, 2017. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0180299>
- Fungwithaya P, Chanchaithong P, Phumthanakorn N, Prapasarakul N.** Nasal carriage of methicillin-resistant *Staphylococcus pseudintermedius* in dogs treated with cephalexin monohydrate. *Canadian Veterinary Journal* 58, 73–7, 2017
- \*Greene CE, Calpin JP.** Antimicrobial drug formulary. In: Sykes JE, Green CE (eds). *Infectious Diseases of the Dog and Cat*. 4th Edtn. Pp 1207–320. WB Saunders, St Louis, MO, USA, 2012
- Johnson LR, Kass PH.** Effect of sample collection methodology on nasal culture results in cats. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 11, 645–9, 2009. <https://doi.org/10.1016/j.jfms.2008.12.004>
- Johnson LR, Foley JE, De Cock HEV, Clarke HE, Maggs DJ.** Assessment of infectious organisms associated with chronic rhinosinusitis in cats. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 227, 579–85, 2005. <https://doi.org/10.2460/javma.2005.227.579>
- Kumpitsch C, Koskinen K, Schopf V, Moissl-Eichinger C.** The microbiome of the upper respiratory tract in health and disease. *BMC Biology* 17, 87, 2019. <https://doi.org/10.1186/s12915-019-0703-z>
- Lappin MR, Blondeau J, Boothe D, Breitschwerdt EB, Guardabassi L, Lloyd DH, Papich MG, Rankin SC, Sykes JE, Turnidge J, et al.** Antimicrobial use guidelines for treatment of respiratory tract disease in dogs and cats: Antimicrobial Guidelines Working Group of the International Society for Companion Animal Infectious Diseases. *Journal of Veterinary Internal Medicine* 31, 279–94, 2017. <https://doi.org/10.1111/jvim.14627>
- \*Lee-Fowler T, Reinero C.** Bacterial respiratory infections. In: Sykes JE, Green CE (eds). *Infectious Diseases of the Dog and Cat*. 4th Edtn. Pp 936–50. WB Saunders, St Louis, MO, USA, 2012
- Li N, Ma WT, Pang M, Fan QL, Hua JL.** The commensal microbiota and viral infection: a comprehensive review. *Frontiers in Immunology* 10, 1551, 2019. <https://doi.org/10.3389/fimmu.2019.01551>
- Lobetti R.** A retrospective study of chronic nasal disease in 75 dogs. *Journal of the South African Veterinary Association* 80, 224–8, 2009. <https://doi.org/10.4102/jsava.v80i4.212>
- Lobetti R.** Idiopathic lymphoplasmacytic rhinitis in 33 dogs. *Journal of the South African Veterinary Association* 85, 2014. <https://hdl.handle.net/10520/EJC158146>
- Norris AM, Laing EJ.** Diseases of the nose and sinuses. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice* 15, 865–90, 1985. [https://doi.org/10.1016/S0195-5616\(85\)50100-X](https://doi.org/10.1016/S0195-5616(85)50100-X)
- Reed N.** Chronic rhinitis in the cat: an update. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice* 50, 311–29, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2019.10.005>
- Saeki J, Katsukawa C, Matsubayashi M, Nakanishi H, Furuya M, Tani H, Sasai K.** The detection of toxigenic *Corynebacterium ulcerans* from cats with nasal inflammation in Japan. *Epidemiology and Infection* 143, 2660–5, 2015. <https://doi.org/10.1017/S0950268814003550>
- Schulz BS, Hartmann K, Wolf G.** Bacteriological and antibiotic sensitivity test results in 271 cats with respiratory tract infections. *Veterinary Record* 158, 269–70, 2006. <https://doi.org/10.1136/vr.158.8.269>
- Smith JE.** The aerobic bacteria of the nose and tonsils of healthy dogs. *Journal of Comparative Pathology* 71, 428–33, 1961. [https://doi.org/10.1016/S0368-1742\(61\)80047-7](https://doi.org/10.1016/S0368-1742(61)80047-7)
- Stevenson M, Sergeant E.** *epiR: Tools for the Analysis of Epidemiological Data*. R package version 2.0.75, <https://CRAN.R-project.org/package=epiR> (accessed 1 July 2024). The Comprehensive R Archive Network, Vienna University of Economics and Business, Vienna, Austria, 2024
- Tress B, Dorn ES, Suchodolski JS, Nisar T, Ravindran P, Weber K, Hartmann K, Schulz BS.** Bacterial microbiome of the nose of healthy dogs and dogs with nasal disease. *PLoS One* 12, e0176736, 2017. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0176736>
- Vangrinsven E, Fastrès A, Taminiau B, Billen F, Daube G, Clercx C.** Variations in facial conformation are associated with differences in nasal microbiota in healthy dogs. *BMC Veterinary Research* 17, 361, 2021. <https://doi.org/10.1186/s12917-021-03055-w>
- Windsor RC.** Molecular detection of microbes in nasal tissue of dogs with idiopathic lymphoplasmacytic rhinitis. *Journal of Veterinary Internal Medicine* 20, 250–6, 2006. <https://doi.org/10.1111/j.1939-1676.2006.tb02854.x>
- Windsor RC, Johnson LR.** Canine chronic inflammatory rhinitis. *Clinical Techniques in Small Animal Practice* 21, 76–81, 2006. <https://doi.org/10.1053/j.ctsap.2005.12.014>
- Windsor RC, Johnson LR, Herrgesell EJ, De Cock HE.** Idiopathic lymphoplasmacytic rhinitis in dogs: 37 cases (1997–2002). *Journal of the American Veterinary Medical Association* 224, 1952–7, 2004. <https://doi.org/10.2460/javma.2004.224.1952>

## IV. DISKUSSION

Nasenausfluss gehört zu den häufigsten Symptomen bei Erkrankungen der oberen Atemwege bei Hund und Katze. Er wird von Tierbesitzern häufig als Folge einer Erkältung gesehen. Im großen Unterschied existiert jedoch die beim Menschen bekannte Erkältung bei Hunden und Katzen nicht als eine primäre virale oder bakterielle Infektion der oberen Atemwege (MELER et al., 2008; PLICKERT et al., 2014). Daher sollten bei Hund und Katze mögliche Ursachen für Nasensymptome abgeklärt werden, da unterschiedlichste Grunderkrankungen zugrunde liegen können. Als mögliche Erkrankungen kommen nasale Neoplasien, infektiöse Rhinitiden (viral, mykotisch, parasitär), Fremdkörper, nasale Polypen, oronasale Fisteln oder nasopharyngeale Stenosen in Frage (VAN PELT und LAPPIN, 1994; VAN PELT und MCKIERNAN, 1994; MICHIELS et al., 2003; DEMKO und COHN, 2007). Nasale Neoplasien und die chronische Rhinitis (CR) gelten als die beiden häufigsten Ursachen für chronischen Nasenausfluss, wobei in einer Studie gezeigt werden konnte, dass Katzen mit Tumorerkrankungen meist älter waren als Katzen mit CR (Median 11 versus 7,5 Jahre) und eine kürzere Vorgeschichte von klinischen Symptomen hatten (Neoplasien: 1 - 8, Median 2 Monate versus CR: 1 – 36, Median 5 Monate) (GALLER et al., 2012).

Eine primäre bakterielle Infektion scheint sowohl bei Hunden als auch bei Katzen selten aufzutreten. Da jedoch viele Tiere auf Antibiotikagaben eine zumindest kurzfristige klinische Besserung zeigen, wird von einer bakteriellen Begleitbeteiligung ausgegangen. Die bakteriologische Kultivierung von Nasenproben bei Hunden und Katzen mit nasalen Erkrankungen ist eine routinemäßige Untersuchungsmethode für viele Kleintierpraktiker. Anhand der kultivierten Bakterien und dem angefertigten Antibiogramm wird in vielen Fällen die Therapie inklusive möglicher Antibiotikagabe erstellt. Welche Methode und welcher Ort für die repräsentative Entnahme und Kultivierung von bakteriologischen Nasenproben bei Hunden und Katzen mit chronischen Nasenerkrankungen verwendet werden sollte, ist allerdings unklar. Bakteriologische Untersuchungen (BU) zeigen eine Beteiligung von Staphylokokken, Streptokokken, *Escherichia coli*, Proteus, Pasteurellen, Corynebakterien, Bordetellen und Pseudomonaden, welche Erreger repräsentieren, die auch auf der kommensalen Nasenschleimhaut vorkommen können (NORRIS

und LAING, 1985; WINDSOR et al., 2004; GREENE, 2012b).

Es existieren bereits einige Studien bei Hunden oder Katzen, die das bakterielle Keimspektrum aus Nasenschleimhautbiopsien, Nasenhöhleentupfer oder einer Spülprobe untersucht haben. Allerdings wurden in diesen Studien Hunde und Katzen isoliert betrachtet und maximal zwei Probenentnahmearten miteinander verglichen. Klinisch handelt es sich jedoch um eine sehr relevante Fragestellung, da die Interpretation der Ergebnisse solcher Untersuchungen meist schwierig ist und Therapieerfolge oder -misserfolge durch die gewählte Antibiotikatherapie oft in keinem Zusammenhang mit dem Kulturergebnis zu stehen scheinen. Zielsetzung der Studie war es deshalb, bakteriologische Kulturen von drei verschiedenen Lokalisationen (Nasenausfluss (ND), Nasenhöhleentupfer (NC), Nasenbiopsie (NB)) hinsichtlich Menge und Spezies der nachweisbaren Bakterien auszuwerten und zu vergleichen.

Die Probenentnahme erfolgte bei Hunden und Katzen, die im Rahmen einer diagnostischen Aufarbeitung eines chronischen Nasenproblems in der medizinischen Kleintierklinik der LMU München vorgestellt wurden. Für die hier zur diagnostischen Aufarbeitung durchgeführten Rhinoskopien (+/- CT) und Biopsieentnahmen von Gewebeproben aus beiden Nasenhöhlen wurden die Tiere in Narkose gelegt und erhielten zusätzlich eine systemische und lokale Analgesie. Routinemäßig wurden bei den Patienten im Rahmen der Aufarbeitung Biopsieproben für die histologische und die mikrobiologische Untersuchung entnommen. Zusätzlich für die Studie wurden jeweils ein steriler Baumwolltupfer für eine bakteriologische Kultur aus der Nasenhöhle und jeweils ein Tupfer von eventuell vorhandenem Nasenausfluss oder, falls nicht vorhanden, vom Nasenspiegel entnommen. Einschlusskriterium für die Studienteilnahme war eine nasale Grunderkrankung bei Hunden und Katzen, die eine Indikation zur Rhinoskopie und Biopsieentnahme in Narkose darstellte. Eine Vorbehandlung, auch antibiotische, stellte kein Ausschlusskriterium dar.

Die vorliegende Studie zeigte, dass die Übereinstimmung der Ergebnisse von Bakterienkulturen aus ND, NC und NB gering ist. Da die Methode der Probenentnahme wahrscheinlich die Kulturergebnisse beeinflusst, empfehlen einige Autoren einen tiefen Abstrich oder eine Biopsie (JOHNSON und KASS, 2009; LOBETTI, 2014; COHN, 2020). Somit können auch weniger invasive Probenentnahmeverfahren nicht als Alternative verwendet werden, wenn eine BU

erfolgen soll.

Eine moderate Übereinstimmung zwischen den Lokalisationen wurde für *Staphylococcus* spp. nachgewiesen, häufig wurde jedoch ein positives Bakterienwachstum für mehr als eine Bakterienart, in einigen Fällen für bis zu sechs verschiedene bakterielle Organismen, dokumentiert.

Die Ergebnisse der einzigen nicht publizierten Studie, die Proben aus der Nasenhöhle von Hunden und Katzen im Vergleich zu Nasenbiopsien auswertete, zeigten in 50 Prozent der Fälle eine Übereinstimmung für ein einziges bakterielles Isolat (MERCIER et al., 2006). Johnson und Kass konnten in Ihrer Studie nachweisen, dass Kulturen von Nasenspülproben bei Katzen häufiger ein positives Bakterienwachstum aufwiesen als Kulturen von Gewebebiopsieproben (JOHNSON und KASS, 2009). Ähnliche Ergebnisse konnten in der vorliegenden Studie gezeigt werden, wobei positive Kulturergebnisse bei NC häufiger vorkamen als bei NB. In einer humanmedizinischen Studie zur Untersuchung der bakteriellen Beteiligung bei Patienten mit chronischer Rhinosinusitis wurden die Ergebnisse aerober und anaerober Bakterienkulturen von Nasenspülproben und Biopsieproben der vorderen Siebbeinschleimhaut verglichen. Es konnte gezeigt werden, dass die meisten der in den Biopsieproben nachgewiesenen Bakterien auch in den entsprechenden Lavageproben vorhanden waren. Im Gegensatz dazu wurden bei 35 Prozent der Patienten Bakterien nur in den Nasenspülproben und nicht in den entsprechenden Biopsieproben nachgewiesen (NIEDERFUHR, 2009). Eine weitere Studie aus der Humanmedizin, in der verschiedene Probenentnahmetechniken für das Mikrobiom der Nasennebenhöhlen untersucht wurden, ergab eine hohe Übereinstimmung der nachgewiesenen Mikrobiota in den Gewebe- und Abstrichtupferproben der Nasenschleimhaut. Auf der Grundlage dieser Ergebnisse empfehlen die Autoren zur Bestimmung und Untersuchung des Mikrobioms der Nasenschleimhaut Abstrichtupferproben anstelle des invasiveren Biopsieverfahrens (BASSIOUNI et al., 2015). Bakteriologische Kulturergebnisse aus der rostralen Nasenhöhle können sich von denen aus der kaudalen Nasenhöhle unterscheiden (ABRAMSON et al., 1980). Diese Theorie konnte in der vorliegenden Studie bestätigt werden, in der sich die bakterielle Vielfalt in den Proben aus Nasenausfluss als umfangreicher erwies, als in den Proben aus Nasenhöhle und Nasenbiopsien. Dementsprechend spiegeln möglicherweise Bürsten- oder Lavageproben des oberflächlichen Epithels der nasalen Mukosa die

bakterielle und mykotische Infiltration in dieser nicht angemessen wider. Darüber hinaus können aus der Nasenhöhle gewonnene Tupfer- und Biopsieproben durch Bakterien, die sich im Nasenantrum und in der umliegenden Haut befinden, kontaminiert werden. In Fällen, die eine Kultur aus tieferen Nasenstrukturen erfordern, sollte die Verwendung einer geschützten Katheterbürste oder einer geschützten Biopsiezange in Betracht gezogen werden (WINDSOR und JOHNSON, 2006). In der vorliegenden Studie wurden die Nasenlöcher desinfiziert, bevor ein Tupfer zur Probenentnahme in die Nasenhöhle eingeführt wurde. Darüber hinaus wurden beide Nasenhöhlen vor der Entnahme der Biopsieproben mit steriler Kochsalzlösung gespült. Dennoch konnte eine bakterielle Kontamination nicht vollständig ausgeschlossen werden.

In der vorliegenden Studie waren *Staphylococcus pseudintermedius* und andere *Staphylococcus* und *Streptococcus* spp. die am häufigsten isolierten Bakterienspezies bei Hunden mit Nasenerkrankungen. Bei Katzen hingegen waren neben *Pasteurella multocida*, *Staphylococcus* spp. und *Neisseria* spp. die am prävalentesten nachgewiesenen Bakterien in den kultivierten Proben. Dies ist mit den in anderen Studien veröffentlichten Daten vergleichbar. Bei 53 Hunden mit chronischer Nasenerkrankung wurden *Staphylococcus* spp., *Escherichia coli*, *Streptococcus* spp., *Pasteurella* spp. und *Pseudomonas* spp. als die häufigsten isolierten Bakterien beschrieben (MELER et al., 2008). In einer retrospektiven Studie, bei der bei 271 Katzen mit nasaler Erkrankung Bakterienisolate untersucht wurden, gehörten *Pasteurella* spp., *Streptococcus* spp. und *Staphylococcus* spp. zu den am häufigsten isolierten Bakterien (SCHULZ et al., 2006). Die meisten dieser Bakterienarten wurden auch bei klinisch gesunden Hunden und Katzen in den oberen Atemwegen nachgewiesen (GREENE, 2012b). Dies unterstreicht, dass die Unterscheidung zwischen der kommensalen nasalen Flora und einem potenziell pathogenen Bakterienwachstum in den meisten Fällen nicht möglich ist. Nasenkulturen von Hunden mit lymphoplasmazellulärer Rhinitis ergaben bakterielles Wachstum von Bakterienspezies, die auch im physiologischen nasalen Mikrobiom vorkommen. Darunter befanden sich unter anderem *Staphylococcus* spp., *Streptococcus* spp., *Escherichia coli*, *Proteus* spp., *Pasteurella* spp., *Corynebacterium* spp., *Bordetella bronchiseptica* und *Pseudomonas* spp. (NORRIS und LAING, 1985; WINDSOR et al., 2004; GREENE, 2012a). Eine Studie, in der die bakterielle DNA-Belastung bei Hunden mit lymphoplasmazellulärer Rhinitis,

mykotischer Rhinitis und nasalen Neoplasien verglichen wurde, ergab keinen Unterschied zwischen diesen Krankheitsbildern. Allerdings wiesen die drei Gruppen mit nasaler Pathologie eine signifikant höhere bakterielle DNA-Belastung auf als die gesunden Kontrollhunde (WINDSOR, 2006).

Die meisten Bakterien, die in der vorliegenden Studie aus den drei Lokalisationen isoliert werden konnten, sind schon zuvor aus den oberen Atemwegen gesunder Hunde und Katzen nachgewiesen worden. Bei Untersuchungen der bakteriellen Mikroflora der Nasenhöhlen, Tonsillen und des Rachens von klinisch gesunden Hunden und Katzen wurden viele Arten von aeroben und fakultativ anaeroben Bakterien detektiert. Aus der rostralen Nasenhöhle wird dabei eine größere Anzahl von Organismen kultiviert als aus der kaudalen Nasenhöhle. Jedoch scheint es deutliche individuelle Unterschiede bei Nasen- und Rachenbakterien zwischen verschiedenen gesunden Individuen zu geben (SMITH, 1961; CLAPPER und MEADE, 1963; GREENE, 2012b). Es ist also anzunehmen, dass das Augenmerk der Diagnostik und schließlich der Therapie eher auf der Beurteilung der gesamten bakteriellen Besiedlung und der zugrundeliegenden Ursache liegen sollte, die eine bakterielle Überbesiedlung in bestimmten Bereichen auslöst.

Eine primäre bakterielle Infektion der Nasenschleimhaut gilt als eine seltene Ursache einer nasalen Erkrankung bei Hunden und Katzen (COHN, 2020). Dennoch verlassen sich viele Tierärzte bei Patienten mit nasalen Symptomen immer noch auf die bakteriologischen Kulturergebnisse und das entsprechende Antibiogramm. Dadurch wird jedoch möglicherweise der primäre Krankheitsprozess übersehen. Daher bleibt die bakteriologische Kultivierung von Nasenproben als diagnostisches Mittel nach wie vor fragwürdig. Da die Nasengänge von gesunden Hunden und Katzen nicht steril sind und die primäre bakterielle Rhinitis als selten anzusehen ist, halten viele Autoren Bakterienkulturen aus Nasenproben für wenig hilfreich oder sogar irreführend (JOHNSON, 2013; COHN, 2020). Daher bleibt die bakteriologische Kultivierung von Nasenausfluss, einem Nasenhöhlenabstrich oder einer Biopsie, um pathogene Mikroorganismen zu identifizieren und die entsprechende Antibiotikatherapie zu wählen, umstritten. Darüber hinaus ist es fraglich, ob eine Differenzierung von der normalen kommensalen Mikroflora überhaupt möglich ist. Bei der Entnahme von Bakterienproben aus der Nase wird wahrscheinlich die bakterielle Begleitflora identifiziert und das zugrundeliegende Problem übersehen, wenn keine zusätzliche

Untersuchung der Nasenhöhle und angrenzender Strukturen durchgeführt wird. Die häufigsten primären Nasenerkrankungen bei Hunden und Katzen sind Neoplasien, entzündliche Rhinitis, mykotische Rhinitis oder strukturelle/parodontale Erkrankungen (ALLEN et al., 1999; TASKER et al., 1999; VEIR et al., 2002; BONDY und COHN, 2003; HENDERSON et al., 2004; MELER et al., 2008; LOBETTI, 2009; QUIMBY und LAPPIN, 2010; PLICKERT et al., 2014; ROSCH et al., 2019; COHN, 2020). In der vorliegenden Studie wurde bei Hunden am häufigsten eine chronische Rhinitis, gefolgt von Neoplasien und einer sinonasalen Aspergillose diagnostiziert. Bei den untersuchten Katzen zeigte sich die chronische Rhinitis und seltener eine Neoplasie als zugrunde liegender Krankheitsprozess. Einige Autoren sind der Auffassung, dass bakteriologische Untersuchungen und Antibiogramme bei Hunden und Katzen mit Nasenerkrankungen nur von sehr begrenzter Aussagekraft sind oder sogar irreführend sein können. Die Frage nach dem richtigen und aussagekräftigen Probenentnahmeort könnte irrelevant werden, wenn man die Daten aus Studien zum nasalen Mikrobiom bei Hunden und Katzen mit verschiedenen Nasenerkrankungen betrachtet. Neuere Untersuchungsverfahren mittels Sequenzierung bakterieller 16S-rRNA Gene konnten zeigen, dass sich das Mikrobiom gesunder Hunde signifikant von dem erkrankter Hunde mit CR unterscheidet. Darüber hinaus konnte gezeigt werden, dass die canine Nasenhöhle auch bei gesunden Tieren von einer Vielzahl bakterieller Spezies besiedelt wird, von denen die meisten mittels kultureller Methoden nicht nachgewiesen werden können. Ob Veränderungen des Mikrobioms eine primäre Rolle in der Ätiologie der CR spielen oder nur die Konsequenz der primären Erkrankung darstellen, konnte jedoch bisher nicht geklärt werden (DORN et al., 2017; TRESS et al., 2017). Die meisten der in diesen Studien nachgewiesenen Bakterien waren zuvor noch nie mit herkömmlichen Kulturtechniken isoliert worden. Es konnten signifikante Unterschiede in der Zusammensetzung der Mikrobiota, die die Nase gesunder Hunde besiedelt, im Vergleich zu Hunden mit nasaler Neoplasie oder chronischer Rhinitis nachgewiesen werden, was auf einen Einfluss des primären Krankheitsprozesses auf die bakterielle Mikroflora hinweist (DORN et al., 2017). Darüber hinaus konnte ein Einfluss von Alter, Gesichtsform und Umweltfaktoren auf die mikrobielle Zusammensetzung der Nase nachgewiesen werden (DORN et al., 2017; TRESS et al., 2017; EMILIE et al., 2021). Ähnliche Ergebnisse werden in der Humanmedizin diskutiert, in der das derzeitige Wissen über das Mikrobiom der oberen Atemwege hauptsächlich auf Kultivierungstests beruht, die im

Vergleich zur Sequenzierung des bakteriellen 16S rRNA-Gens nur einen kleinen Teil der mikrobiellen Flora erfassen (KUMPITSCH et al., 2019). Mit dem Wissen, dass die meisten bakteriellen Spezies in der Nasenhöhle von Hunden und Katzen mit und ohne Nasenerkrankung nicht mit Standardkulturmethoden bestimmt werden können, erscheint es umso fragwürdiger, ob therapeutische Empfehlungen auf der Grundlage von Bakterienkulturen erfolgen sollten.

Eine Antibiotikatherapie bei Tieren mit bakteriellen Sekundärinfektionen kann dazu beitragen, den Schweregrad des Nasenausflusses und der sekundären klinischen Symptome im Zusammenhang mit der Nasenobstruktion und -entzündung zu verringern (WINDSOR und JOHNSON, 2006). Der Einsatz von Antibiotika bei der Behandlung der chronischen Rhinitis bei Hunden und Katzen ist jedoch nach wie vor umstritten. Lediglich in einer Studie wurde ein standardisierter Fragebogen zur Bewertung des Schweregrads der Erkrankung bei Hunden mit chronischer Rhinitis als ein Diagnoseinstrument entwickelte (GREENE et al., 2017). In den meisten anderen Studien, in denen die Behandlung von Nasenerkrankungen untersucht wurde, wurde das therapeutische Ergebnis nicht auf standardisierte Weise bewertet. Im Allgemeinen wurde bei Hunden und Katzen, die mit Antibiotika behandelt wurden, nur eine vorübergehende Verbesserung der chronischen nasalen Beschwerden beschrieben, unabhängig von den beteiligten bakteriellen Erregern (COHN, 2020). Angesichts der weltweit wachsenden Besorgnis über die Resistenzen gegen antimikrobielle Arzneimittel, bleibt die antibiotische Behandlung von nasalen Erkrankungen bei Hunden und Katzen fragwürdig und sollte im Einzelfall kritisch diskutiert werden.

Die Studie weist einige Limitationen auf. Aufgrund des prospektiven Charakters umfasste die Studie nur eine begrenzte Anzahl von Patienten. Die Patientengruppen sind zudem nicht homogen, sondern beinhalten zwei unterschiedliche Spezies. Diese beiden Spezies weisen außerdem physiologischerweise ein unterschiedliches nasales Keimspektrum auf. Zugleich könnten obligat anaerob wachsende Bakterienarten aufgrund der eingeleiteten aeroben kulturellen Untersuchungen übersehen worden sein. Obwohl die Probenentnahme nach einem standardisierten Protokoll und unter Anwendung von Desinfektionsmaßnahmen durchgeführt wurde, konnte eine bakterielle Kontamination der Probenentnehmer oder Biopsiezangen nicht ausgeschlossen werden. Dementsprechend könnten die bakteriologischen Ergebnisse durch Kontamination durch die Nasenhöhle umgebende Haut, den

Nasenvorhof oder durch intranasale Sekrete beeinflusst worden sein. Auch der Ort der Probenentnahme, der in der Studie standardisiert war, könnte einen Einfluss auf die Kulturergebnisse gehabt haben. Vor allem bei den Biopsieproben könnte die Tiefe der Probe eine Relevanz gespielt haben. Oberflächliche Proben und die ersten Gewebeproben könnten ein höheres und vielfältigeres Bakterienwachstum aufweisen, da diese am ehesten die Sekundärinfektion mit beproben und den eigentlichen Krankheitsprozess und die eventuell relevante Keimflora verpassen. Dies kann auch bei den Nasenhöhleentupfern zu einem potentiell fehlerhaften bakteriologischen Untersuchungsergebnis geführt haben, falls überwiegend nasales Sekret beprobt wurde anstatt nasaler Mukosa.

Zusammenfassend lässt sich sagen, dass die Stelle, an der die BU bei Hunden und Katzen mit Nasenerkrankungen entnommen werden, das Ergebnis der Untersuchung und damit möglicherweise auch die Auswahl eines Antibiotikums beeinflussen kann. Eine primäre Rhinosinusitis gilt bei Hunden und Katzen als selten, weshalb die Bedeutung eines positiven bakteriologischen Ergebnisses fraglich bleibt und die Befunde immer in Übereinstimmung mit den klinischen Symptomen, der Bildgebung und der histopathologischen Untersuchung interpretiert werden sollten, um mögliche Ursachen auszuschließen, die eine sekundäre bakterielle Infektion begünstigen. Die geringe Übereinstimmung zwischen den Probeentnahmestellen für die meisten Keime in dieser Studie deutet darauf hin, dass es keine Hinweise dafür gibt, dass eine standardisierte Kultivierung ein nützliches diagnostisches Verfahren darstellt. Daher ist davon auszugehen, dass ein bakteriologisches Ergebnis auf klinischer Ebene nicht als unterstützend angesehen werden kann, sondern dass die Ergebnisse bei der Behandlung irreführend sein könnten.

## V. ZUSAMMENFASSUNG

Ziel der Studie war der Vergleich der Ergebnisse bakteriologischer Kulturen aus Nasenausfluss, Nasenhöhletpuffer und Nasenbiopsien bei Hunden und Katzen mit nasalen Erkrankungen.

Es wurden 19 Hunde und 21 Katzen mit verschiedenen Nasenerkrankungen (chronische Rhinitis, n = 30; Neoplasie, n = 7; sinonasale Aspergillose, n = 3) in die prospektive Studie aufgenommen. Bei jedem Patienten wurde ein beidseitiger Abstrichtupfer des Nasenausflusses und ein tiefer Nasenhöhletpuffer sowie eine Nasenschleimhautbiopsie pro Seite entnommen. Aus allen Proben wurden aerobe Bakterienkulturen angelegt. Mittels Kappa-Statistik wurde die Übereinstimmung der am häufigsten vorkommenden Bakterienspezies zwischen den Probenentnahmestellen überprüft.

Ein positives Bakterienwachstum für mindestens eine Bakterienart wurde in 80 % der Proben aus Nasenausfluss/Nares, in 92 % der Nasenhöhletpuffern und in 75 % der Biopsieproben festgestellt. Die am häufigsten isolierten Bakterienspezies bei Hunden waren *Staphylococcus pseudintermedius*, *Staphylococcus* spp. und *Streptococcus* spp. Bei Katzen waren *Pasteurella* spp. und *Staphylococcus felis* die am häufigsten isolierten Bakterien.

Für *Staphylococcus* spp. als die prävalenteste Bakterienspezies zeigte die statistische Auswertung nur eine moderate Übereinstimmung zwischen den 3 Lokalisationen. Zudem variierte die Präzision ebenfalls sehr stark.

Die Studie deutet darauf hin, dass die Ergebnisse von Bakterienkulturen bei Nasenhöhlenerkrankungen von Katzen und Hunden von der Lokalisation abhängen. Wenn bakteriologische Ergebnisse aus Nasenabstrichen als Richtwerte für die Wahl der antibiotischen Therapie verwendet werden, kann es daher in Abhängigkeit vom Entnahmeort der Kultur zu unterschiedlichen Behandlungsansätzen kommen. Eine bakteriologische Untersuchung aus Nasenproben kann somit nicht uneingeschränkt als diagnostische Routinemaßnahme empfohlen werden. Aus der Nase kultivierte Bakterienspezies sollten immer im Zusammenhang mit der klinischen Symptomatik eines Patienten interpretiert werden und Diagnostik sollte die Suche nach einer Grundursache umfassen.

## VI. SUMMARY

The aim of the study was to compare bacterial culture results obtained from nasal discharge, nasal cavity and nasal biopsies from dogs and cats with nasal disease.

Nineteen dogs and 21 cats with different nasal diseases (chronic rhinitis, n = 30; neoplasia, n = 7; sinonasal aspergillosis, n = 3) were prospectively enrolled in the study. Nasal swabs were taken bilaterally from nasal discharge at the nares, the nasal cavity, and one nasal mucosal biopsy per side. All samples were subjected to aerobic bacterial culture. Kappa statistics were used to evaluate agreement for the most prevalent bacterial species between sampling sites.

A positive culture result for at least one bacterial species was detected in 80% of samples from nasal discharge/nares, 92% of nasal cavity samples, and 75% of biopsy samples.

The most frequently isolated bacterial species in dogs were *Staphylococcus pseudintermedius*, *Staphylococcus* spp. and *Streptococcus* spp. In cats, *Pasteurella* spp. and *Staphylococcus felis* were the bacterial species cultured most frequently.

For the most prevalent cultured species, *Staphylococcus* spp., mean agreement between sites was never greater than fair and the precision varied widely.

This study indicates that bacterial culture results in feline and canine nasal disease are site-specific. Consequently, if bacterial culture results from nasal swabs are used to guide therapeutic antimicrobial choice, different treatments may be selected depending on the site of culture. As a consequence, nasal bacterial cultures should not be recommended unrestricted as a routine diagnostic measure.

Cultivated nasal bacterial species should always be interpreted in consistence with the clinical appearance of a patient. The diagnostic work-up should aim to find out the underlying cause.

## VII. LITERATURVERZEICHNIS

Abramson AL, Isenberg HD, McDermott LM. Microbiology of the canine nasal cavities. *Rhinology* 1980; 18: 143–50.

Allen HS, Broussard J, Noone K. Nasopharyngeal diseases in cats: a retrospective study of 53 cases (1991-1998). *J Am Anim Hosp Assoc* 1999; 35: 457-61.

Bassiouni A, Cleland EJ, Psaltis AJ, Vreugde S, Wormald PJ. Sinonasal microbiome sampling: a comparison of techniques. *PLoS One* 2015; 10: e0123216.

Bondy PJ, Cohn L. Retrospective review of chronic nasal discharge in the dog. *J Vet Intern Med* 2003; 17

Clapper WE, Meade GH. Normal flora of the nose, throat, and lower intestine of dogs. *J Bacteriol* 1963; 85: 643-8.

Cohn LA, Reinero CR. Respiratory defenses in health and disease. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 2007; 37: 845-60, v.

Cohn LA. Canine nasal disease an Update. *Vet Clin Small Anim* 2020; 50: 359-74.

Demko JL, Cohn LA. Chronic nasal discharge in cats 75 cases. *J Am Vet Med Assoc* 2007; 230: 1032–7.

Dethlefsen L, McFall-Ngai M, Relman DA. An ecological and evolutionary perspective on human–microbe mutualism and disease. *Nature* 2007; 449: 811-8.

Dorn ES, Tress B, Suchodolski JS, Nisar T, Ravindran P, Weber K, Hartmann K, Schulz BS. Bacterial microbiome in the nose of healthy cats and in cats with nasal disease. *PLoS One* 2017; 12: e0180299.

Emilie V, Aline F, Bernard T, Billen F, Georges D, Cécile C. Variations in facial

conformation are associated with differences in nasal microbiota in healthy dogs. *BMC Vet Res* 2021; 17: 361.

Galler A, Shibly S, Bilek A, Hirt R. [Chronic diseases of the nose and nasal sinuses in cats: a retrospective study]. *Schweiz Arch Tierheilkd* 2012; 154: 209-16.

Greene CE. Antimicrobial Drug Formulary. In *Infectious Diseases of the Dog and Cat*. St Louis, Missouri, W. B. Saunders 2012a; 4th edn: 1207-320.

Greene CE. Bacterial Respiratory Infections. In *Infectious Diseases of the Dog and Cat*. St Louis, Missouri, W. B. Saunders 2012b; 4th edn: 936-50.

Greene LM, Royal KD, Bradley JM, Lascelles BD, Johnson LR, Hawkins EC. Severity of Nasal Inflammatory Disease Questionnaire for Canine Idiopathic Rhinitis Control: Instrument Development and Initial Validity Evidence. *J Vet Intern Med* 2017; 31: 134-41.

Henderson SM, Bradley K, Day MJ, Tasker S, Caney SM, Hotston Moore A, Gruffydd-Jones TJ. Investigation of nasal disease in the cat--a retrospective study of 77 cases. *J Feline Med Surg* 2004; 6: 245-57.

Johnson LR, Kass PH. Effect of sample collection methodology on nasal culture results in cats. *J Feline Med Surg* 2009; 11: 645-9.

Johnson LR. Canine and Feline Rhinitis: Theory and Practice. *ACVIM* 2013 2013;

Kumpitsch C, Koskinen K, Schopf V, Moissl-Eichinger C. The microbiome of the upper respiratory tract in health and disease. *BMC Biol* 2019; 17: 87.

Li N, Ma WT, Pang M, Fan QL, Hua JL. The Commensal Microbiota and Viral Infection: A Comprehensive Review. *Front Immunol* 2019; 10: 1551.

Lobetti R. A retrospective study of chronic nasal disease in 75 dogs. *J S Afr vet*

Assoc 2009; 80(4): 224–8.

Lobetti R. Idiopathic lymphoplasmacytic rhinitis in 33 dogs. *J S Afr Vet Assoc* 2014; 85: 1151.

Meler E, Dunn M, Lecuyer M. A retrospective study of canine persistent nasal disease 80 cases. *Can Vet J* 2008; 49: 71–6.

Mercier E; Clercx C; Peeters D. Comparison of bacteriological culture from samples from nasal mucosal biopsy versus deep swab in dogs and cats with nasal disorders; correlation to clinical, rhinoscopic and histological findings. Abstract, 16<sup>th</sup> Annual Congress of the European Society of Veterinary Internal Medicine (ESVIM). Amsterdam, The Netherlands, 14.-16.9.2006.

Michiels L, Day MJ, Snaps F, Hansen P, Clercx C. A retrospective study of non-specific rhinitis in 22 cats and the value of nasal cytology and histopathology. *J Feline Med Surg* 2003; 5: 279–85.

Niederfuhr A. The Bacteriology of Chronic Rhinosinusitis With and Without Nasal Polyps. *Arch Otolaryngol Head Neck Surg* 2009; 135(2): 131-6

Norris AM, Laing EJ. Diseases of the nose and sinuses. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 1985; 15: 865-90.

Plickert HD, Tichy A, Hirt RA. Characteristics of canine nasal discharge related to intranasal diseases: a retrospective study of 105 cases. *J Small Anim Pract* 2014; 55: 145-52.

Quimby J, Lappin M. Feline focus: Update on feline upper respiratory diseases: condition-specific recommendations. *Compend Contin Educ Vet* 2010; 32: E1-10; quiz E.

Rosch S, Bomhard WV, Heilmann RM, Oechtering GU. Nasal discharge in dogs - are microbiological and histopathological examinations clinically useful? *Tierarztl Prax Ausg K Kleintiere Heimtiere* 2019; 47: 84-96.

Schulz BS, G.Wolf, K.Hartmann. Bacteriological and antibiotic sensitivity test results in 271 cats with respiratory tract infections. *Vet Rec* 2006; 158: 269-70.

Smith JE. The aerobic bacteria of the nose and tonsils of healthy dogs. *J Comp Pathol* 1961; 71: 428-33.

Tasker S, Knotenbelt CM, Munro EAC, Stonehewer J, Simpson Jw, Mackin AJ. Aetiology and diagnosis of persistent nasal disease in the dog a retrospective study of 42 cases. *J Small Anim Pract* 1999; 40: 473-8.

Tress B, Dorn ES, Suchodolski JS, Nisar T, Ravindran P, Weber K, Hartmann K, Schulz BS. Bacterial microbiome of the nose of healthy dogs and dogs with nasal disease. *PLoS One* 2017; 12: e0176736.

Van Pelt DR, McKiernan BC. Pathogenesis and Treatment of Canine Rhinitis. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 1994; 24: 789-806.

Van Pelt DR, Lappin MR. Pathogenesis and Treatment of Feline Rhinitis. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 1994; 24: 807-23.

Veir JK, Lappin MR, Foley JE, Getzy DM. Feline inflammatory polyps: historical, clinical, and PCR findings for feline calici virus and feline herpes virus-1 in 28 cases. *J Feline Med Surg* 2002; 4: 195-9.

Windsor RC, Johnson LR, Herrgesell EJ, De Cock HE. Idiopathic lymphoplasmacytic rhinitis in dogs: 37 cases (1997-2002). *J Am Vet Med Assoc* 2004; 224: 1952-7.

Windsor RC, Johnson LR. Canine chronic inflammatory rhinitis. *Clin Tech Small*

Anim Pract 2006; 21: 76-81.

Windsor RC. Molecular Detection of Microbes in Nasal Tissue of Dogs with Idiopathic Lymphoplasmacytic Rhinitis. J Vet Intern Med 2006; 20: 250–6.

## VIII. DANKSAGUNG

An dieser Stelle möchte ich meinen besonderen Dank nachstehenden Personen entgegenbringen, ohne deren Mithilfe die Anfertigung dieser Promotionsschrift nicht zustande gekommen wäre:

Mein Dank gilt allen voran meiner Doktormutter Dr. Bianka Schulz für die Betreuung dieser Arbeit. Durch ihre Unterstützung auf fachlicher und persönlicher Ebene war es möglich, diese Dissertation mit einer Residency Ausbildung des ECVS zu kombinieren. Durch ihr unermüdliches Engagement ermöglichte sie die Fertigstellung der Studienpublikation in einem spezifischen Journal, einer weiteren Publikation und schließlich der Dissertation.

Des Weiteren möchte ich auch Frau Annegret Weickelt für die Vorarbeit der Dissertation, Herrn Yury Zablotzki für die statistische Unterstützung, sowie Herrn Dr. Georg Wolf für die Durchführung der bakteriologischen Untersuchung danken.

Meinem Chef, ECVS-Ausbilder und Mentor Prof. Lars Theyse, möchte ich dafür danken, dass er mich von Anfang bis Ende bei der Dissertation unterstützt hat. Der mir immer Zeit zur Arbeit an der Dissertation und den Publikationen eingeräumt hat und mit seiner fachlichen Expertise mir stets zur Seite stand.

Meiner Verlobten, Jenny Weidauer, danke ich von ganzem Herzen für ihre unermüdliche Geduld und Unterstützung, ihr Verständnis, sowie ihrer stetigen Liebe und Motivation. Dafür, dass sie mir für die Anfertigung und Vollendung stets den Rücken freigehalten hat und durch ihre fachliche und persönliche Unterstützung einen erheblichen Beitrag geleistet hat.

Mein besonderer Dank gilt meiner Mutter Ursula Werner und meiner Oma Liselotte Sirch, die immer an mich geglaubt und mich unterstützt haben. Die mit mir den Weg von Schule zu Schule, Ausbildung zum tiermedizinischen Fachangestellten, Wartezeit bis zum ersehnten Tiermedizinstudium gegangen sind und mir diesen Weg ermöglicht haben.

Meiner Freundin Melanie Seidl möchte ich besonders für ihren Beistand und ihre stetige Ermutigung trotz der Ferne danken.