

Institut für veterinärmedizinische Untersuchungen Innsbruck¹ und Mödling², Institut für Medizinische Mikrobiologie und Hygiene Graz³ und Bereich Integrative Risikobewertung, Daten und Statistik⁴, Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit (AGES); Universität Leipzig, Veterinärmedizinische Fakultät, Klinik für Klauentiere⁵, 04103 Leipzig, Deutschland

Prävalenz von *Echinococcus multilocularis*, Trichinellen, Mykobakterien, Methicillin-resistenten *Staphylococcus aureus* und Extended-spectrum-Betalaktamase/AmpC *Escherichia coli* bei Füchsen in Kärnten

A. Kuffer-Rosewick¹, W. Glawischnig¹, A. Wallner¹, F. Schmoll^{2,a}, J. Löffler¹, C. Schneider¹, B. Pohl², S. Köberl-Jelovcan^{3,b}, A. Ledolter³, C. Schleicher⁴, H. Sun⁴ und T. Sattler^{1,5,c*}

ORCID: a) <https://orcid.org/0000-0002-1887-9880>

b) <https://orcid.org/0000-0002-5623-8726>

c) <https://orcid.org/0000-0001-8946-6699>

Eingelangt am 31. Dezember 2025

Angenommen am 2. April 2026

Veröffentlicht am 29. Mai 2026

Schlüsselwörter: Zoonoseerreger, Parasiten, Antibiotikaresistenz, Österreich, *Vulpes vulpes*, Europa.

Keywords: zoonotic pathogens, parasites, antimicrobial resistance, Austria, *Vulpes vulpes*, Europe.

■ Zusammenfassung

Rotfüchse (*Vulpes vulpes*) sind anpassungsfähige Opportunisten, deren Verbreitungsgebiet sich über weite Teile Europas erstreckt. Sie gelten als Hauptreservoir für den Kleinen Fuchsbandwurm (*Echinococcus multilocularis*), aber auch als Träger zahlreicher anderer potenziell zoonotischer Krankheitserreger. Ziel der vorliegenden Studie war es, aktuelles Datenmaterial zum Vorkommen von *Echinococcus* (*E.*) *multilocularis*, *Trichinella* spp. und Mykobakterien des Tuberkulosekomplexes (MTBC), sowie die Besiedlung mit Methicillin-resistenten *Staphylococcus aureus* (MRSA) und Extended-Spectrum-Beta-Laktamase (ESBL)/AmpC-bildenden *Escherichia* (*E.*) *coli* bei Kärntner Füchsen zu ermitteln.

Insgesamt wurden 445 Füchse, die im Zuge der Bejagung von Dezember 2021 bis Februar 2024 in Kärnten erlegt worden waren, nach einen festgelegten Stichprobenplan untersucht. Der Nachweis von *E. multilocularis* erfolgte mittels Sedimentations- und Zählverfahren. Die Untersuchung auf Trichinen wurde mittels Verdauungsmethode und anschließender PCR durchgeführt. Kopflymphknoten und Tonsillen wurden kulturell auf Mykobakterien untersucht. MRSA wurden aus Nasenabstrichen, ESBL/AmpC-bildende *E. coli* aus Kotproben des Dickdarms detektiert.

■ Summary

Prevalence of *Echinococcus multilocularis*, *Trichinella*, Mycobacteria, Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and Extended-spectrum beta-lactamase/AmpC *Escherichia coli* in red foxes in Carinthia

Introduction

The red fox is an opportunistic species that is widely distributed throughout Europe. It is a reservoir for *Echinococcus* (*E.*) *multilocularis* and a carrier of other potentially zoonotic pathogens. No recent data are available on pathogens in red foxes in Carinthia. We report the prevalence of *E. multilocularis*, *Trichinella* spp., Mycobacteria of the tuberculosis complex (MTBC), Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) and extended-spectrum beta-lactamase (ESBL)/AmpC beta-lactamase-producing *Escherichia* (*E.*) *coli* in red foxes in Carinthia.

Material and Methods

Between December 2021 and February 2024, we examined 445 foxes that we obtained via regular hunting activities based on a structured sampling plan to estimate the prevalence of selected pathogens with a precision

*E-Mail: tasat@vetmed.uni-leipzig.de

Bei 76 (18,5 %) der Füchse wurde *E. multilocularis* nachgewiesen. Fünf Füchse (1,1 %) waren *Trichinella*-positiv, vier davon waren mit *Trichinella britovi* infiziert, bei einem Fuchs wurde erstmalig in Österreich *Trichinella spiralis* nachgewiesen. MTBC sowie MRSA wurden bei keinem der Füchse festgestellt. Bei 30 Füchsen (7,4 %) wurden ESBL/AmpC-bildende *E. coli* gefunden.

Die vorliegende Studie zeigt die Bedeutung von Untersuchungsprogrammen auf Zoonoseerreger bei Füchsen auf. Veränderungen in der Erregerhäufigkeit und den Übertragungsrisiken auf Mensch und Haustier können nur erkannt werden, wenn regionale Unterschiede in Österreich bekannt sind. Zeitgleich können Füchse als Sentinel-Spezies dienen, um die Ausbreitung resistenter Erreger in der Umwelt abzuschätzen.

Abkürzungen: AE = Alveoläre Echinokokkose, CTX = Cefotaxim, CI = Konfidenzintervall, *E. coli* = *Escherichia coli*, *E. multilocularis* = *Echinococcus multilocularis*, ESBL = Extended-Spectrum- β -Lactamase, EURL-AMR = European Union Reference Laboratory for Antimicrobial Resistance, IST = Intestinal Scraping Technique, *M.* = *Mycobacterium*, MALDI-TOF = Matrix-assisted laser desorption ionisation time-of-flight, MC = Mac Conkey Agar, MHB 6,5 % = Müller Hinton Bouillon mit 6,5 % NaCl, MIC = Minimal Inhibitory Concentration/Minimale Hemmkonzentration, MRSA = Methicillin-resistente *Staphylococcus aureus*, MTBC = Mykobakterien des Tuberkulosekomplexes, SCT = Sedimentations- und Zähltechnik

■ Einleitung

Seit Jahren ist eine steigende Nutzung des Naturraumes durch den Menschen zu verzeichnen, immer neue Trends und Sportarten ziehen die Menschen aus den Städten in die Natur und auch der Tourismus boomt in Österreich ungebrochen (Fritz et al. 2025). Damit steigt die Wahrscheinlichkeit, mit heimischen Wildtieren vermehrt in Kontakt zu kommen. Abschusszahlen zeigen, dass der Rotfuchs seit 1990 eine positive Bestandsentwicklung verzeichnet (Reimoser & Reimoser 2016). Dies erhöht die Wahrscheinlichkeit für, zumeist wohl indirekten, Kontakt zwischen Mensch und Fuchs. Als Opportunisten finden sich Füchse neben ihren angestammten Habitaten auch zunehmend im urbanen Raum (Gloor et al. 2001) und können so Krankheiten in den städtischen Raum eintragen (Deplazes et al. 2004). Bisherige Untersuchungen konnten zeigen, dass der Fuchs als Reservoir, Überträger oder auch Indikator für eine Vielzahl von Erkrankungen in Frage kommt, unter denen sich auch einige Zoonosen finden (Garcês & Pires 2021).

Echinococcus (E.) multilocularis, der kleine Fuchsbandwurm, ist ausschließlich in der nördlichen Hemisphäre verbreitet. In Europa ist der Fuchs das Hauptreservoir, in welchem das Adultstadium des Parasiten mehrere Monate überlebt. Aber auch andere

of at least ± 5 %. We used the sedimentation and counting technique to assess for *E. multilocularis*. To detect *Trichinella* spp., we subjected a muscle sample from the antebrachium to artificial digestion, with positive results checked by PCR. Head lymph nodes and tonsils were cultured for *Mycobacterium* spp. We screened for MRSA using a nasal swab, followed by enrichment and culture on a selective agar. A faeces sample taken from the large intestine was enriched and cultured on a selective agar for the detection of ESBL/AmpC-producing *E. coli*.

Results and Discussion

We detected *E. multilocularis* in 76 foxes (18.5 %), with regional variation (Wolfsberg: 40.4 %; Klagenfurt Land: 6.5 %). The rates are markedly higher than those reported in Austrian studies from the 1990s. We found *Trichinella* in 1.1% of foxes, consistent with previous data. While *Trichinella britovi* remained the dominant species, one fox tested positive for *Trichinella spiralis*, marking the first detection in Austrian foxes.

No foxes tested positive for MTBC or MRSA. ESBL/AmpC-producing *E. coli* were found in 30 foxes (7.4 %).

Conclusion

Investigations for zoonotic pathogens and resistant bacteria enhance our understanding of the role of foxes in disease transmission. The fox can also serve as a sentinel species for monitoring the distribution of various pathogens within a region.

Wildkarnivoren, Hunde und (selten) Katzen können als Endwirte fungieren (Eckert et al. 2000; Oksanen et al. 2016, Jenkins et al. 2025). Verschiedene mäuseartige Nagetiere dienen als Zwischenwirte. Adulte Echinokokken sind 1,2–4,5 mm lang und haben typischerweise fünf Proglottiden, von denen die letzte als sogenannte „gravide Proglottis“ die infektiösen Eier enthält, die bereits im Darm freigesetzt werden können (Eckert & Deplazes 2004). Über den Kot gelangen die Eier in die Umwelt, wo sie aufgrund ihrer hohen Widerstandsfähigkeit je nach Witterung mehrere Monate infektiös bleiben (Veit et al. 1995). Nach oraler Aufnahme schlüpfen im Darm des Zwischenwirts Onkosphären, die durch die Darmwand in die Blutgefäße gelangen und primär in der Leber Zwischenstadien, sogenannte Finnen bilden. Diese Finnen besitzen eine alveoläre, schwammartige Struktur, die von Granulations- oder Bindegewebe umschlossen ist. Durch exogene Sprossung können sich neue Bläschen bilden und wurzelartige Ausläufer wachsen in umliegendes Gewebe. Diese infiltrative Ausbreitung ist vergleichbar mit dem Wachstum eines bösartigen Tumors. Der Endwirt infiziert sich durch die Aufnahme von Zwischenwirten, die Finnen mit *Protoscolices* enthalten (Eckert et al. 2002). Infizierte Endwirte sind auch bei sehr starkem Befall mit intestinalen Stadien nicht sichtbar krank (Deplazes & Eckert 2001). Der Mensch kann

als Fehlzwischenwirt nach zufälliger Aufnahme infektiöser Eier an einer klinischen Lebersymptomatik erkranken, die als Alveoläre Echinokokkose (AE) bezeichnet wird (Gottstein et al. 2015). Aufgrund der oft langen, initial asymptomatischen Inkubationszeit von 5–15 Jahren wird die Diagnose häufig verspätet gestellt, was Behandlung und Prognose erschwert (Eckert & Deplazes 2004).

Trichinella spp. wurden in weiten Teilen der Welt nachgewiesen, sie sind die Verursacher der Trichinellose und stellen sowohl ein Risiko für die öffentliche Gesundheit als auch ein ökonomisches Problem da. Der Entwicklungszyklus von *Trichinella* umfasst zwei Generationen im Endwirt. Nach der oralen Aufnahme einer Muskellarve entwickelt sich im Duodenum über mehrere Häutungsschritte innerhalb von zwei Tagen das Adultstadium und männliche und weibliche Würmer kopulieren. Fünf bis sieben Tage *post infectionem* werden vom weiblichen Wurm vivipar Larven geboren, die sich ihren Weg über die Blut- und Lymphgefäße in stark oxygenierte Muskulatur suchen, wo sie sich zur infektiösen, meist von einer Kapsel umgebenen, Muskellarve entwickeln und über Jahre infektiös bleiben (Gottstein et al. 2009). In Europa kommen vier *Trichinella*-Arten bei Tieren vor, unter diesen dominiert *T. britovi* im silvatischen Zyklus bei Karnivoren, kann aber auch Wildschweine infizieren. *Trichinella spiralis* weist sowohl im silvatischen als auch im domestischen Zyklus bei Schweinen eine höhere Prävalenz als *Trichinella britovi* auf (Poizio et al. 2009). *Trichinella spiralis* weist die stärkste Anpassung an den Wirt Schwein auf, ist ebenfalls global weit verbreitet und kann im silvatischen Zyklus ein breites Spektrum an Karnivoren infizieren, die wiederum Ursache für den Eintritt in den domestischen Zyklus sein können (Gottstein et al. 2009). Die Trichinellose des Menschen kann schwer bis tödlich verlaufen, Infektionsquelle ist rohes oder nicht ausreichend erhitztes, *Trichinella*-haltiges Fleisch, wobei in Österreich 1970 der letzte autochthone Fall dokumentiert wurde (Auer 2005). Zum Schutz des Konsumenten müssen alle Tiere, die Träger von *Trichinella* sein können und deren Fleisch für den menschlichen Verzehr in Verkehr gebracht wird, auf *Trichinella* spp. untersucht werden (Durchführungsverordnung (EU) 2015/1375).

Mykobakterien sind säurefeste Stäbchen. Die zum Tuberkulosekomplex (MTBC) gehörenden Erreger *Mycobacterium* (*M.*) *tuberculosis*, *M. bovis*, *M. caprae*, *M. africanum*, *M. microti*, *M. canettii* und *M. pinnipedii* sind obligat pathogen und langsam wachsend. Durch intrazelluläre Persistenz kann eine Ausbreitung im Organismus mit Bildung der typischen Granulome erfolgen. Brechen Granulome in Organen mit Verbindung zur Außenwelt auf, können Mykobakterien in die Umwelt gelangen und von dort aerogen oder oral aufgenommen werden (WOAH 2022). In der Umwelt zeigen Mykobakterien eine hohe Widerstandsfähigkeit und persistieren teils über Monate. Wildschweine und Rothirsche gelten als Hauptreservoir von MTBC in Europa (Prodinger et al. 2002; Santos et al. 2015). Auch bei Füchsen wurden in verschiedenen Studien Infektionen mit Mykobakterien

beschrieben (Millán et al. 2008; Matos et al. 2014; Michelet et al. 2018; Steinparzer et al. 2020; Greber 2022). Neben vielen weiteren Säugetierspezies ist auch der Mensch empfänglich, so dass zoonotisches Potential besteht (Pesciaroli et al. 2014).

Staphylococcus (*S.*) *aureus* lassen sich bei vielen Spezies auf Haut- und Schleimhäuten als asymptomatische Besiedler nachweisen (Monecke et al. 2016; Heaton et al. 2020). Sie können jedoch auch verschiedene lokale und systemische Infektionen hervorrufen. Beginnend mit dem Einsatz von Penicillin in der Therapie von bakteriellen Erkrankungen wurde schon in den 1940er Jahren über erste Resistenzen gegen Penicillin bei *S. aureus* berichtet (Deurenberg & Stobberingh 2008). Methicillin-resistente *S. aureus* (MRSA) galten zunächst als nosokomiales Problem im Gesundheitswesen, wurden aber auch in der allgemeinen Bevölkerung, bei Haustieren und in der Nutztierhaltung nachgewiesen (Turner et al. 2019). Es gibt streng wirtsadaptierte und wenig wirtsspezifische Linien, wobei letztere bei Mensch und Tier in Erscheinung treten können (Wieler et al. 2011; Grema 2015). In den letzten Jahren gab es erste Untersuchungen zur Prävalenz von MRSA in Wildtierpopulationen (Monecke et al. 2016; Ruiz-Ripa et al. 2019), da Wildtiere einerseits als Indikator für die Ausbreitung von Resistenzen und andererseits als Reservoir für antimikrobielle Resistenzfaktoren dienen können (Carroll et al. 2015; Dolejska & Literak 2019).

Escherichia (*E.*) *coli* sind kommensale Darmbewohner bei zahlreichen Spezies. Es kommen jedoch auch pathogene *E. coli* vor, die auch in gesunden Wirten nachgewiesen werden können. Als Extended-Spectrum- β -Lactamase (ESBL)-produzierende *E. coli* werden solche bezeichnet, die zumeist durch horizontalen Gentransfer, Resistenzgene akquiriert haben, welche für Enzyme codieren, die wichtige Wirkstoffe aus der Klasse der β -Lactam-Antibiotika zu hydrolysieren und damit inaktivieren vermögen. AmpC-beta-Lactamasen sind bakterielle Enzyme welche ebenfalls hydrolysierend gegen verschiedene Wirkstoffe aus der Klasse der β -Lactam-Antibiotika wirken. Wie MRSA gelten ESBL-bildende *E. coli* als wichtige nosokomiale Infektionserreger, sie wurden bereits bei einer Vielzahl von Nutztieren, Haustieren aber auch Wildtieren, insbesondere Vögeln, nachgewiesen (Guenther et al. 2011; Loncaric et al. 2013).

Bisher gibt es keine Daten zum Vorkommen von MTBC, MRSA und ESBL/AmpC bildenden *E. coli* bei Füchsen aus Kärnten. Die letzten Daten zum Vorkommen von *E. multilocularis* stammen aus den 1990er Jahren (Maierhofer 1996), die zum Vorkommen von *Trichinella* spp. aus 2005 (Krois et al. 2005).

Ziel dieser Untersuchung war es daher, aktuelle Daten zur Prävalenz von *E. multilocularis* und *Trichinella* spp. zu erheben sowie erstmalig auf das Vorkommen von MRSA und ESBL/AmpC-bildenden *E. coli* zu untersuchen. Zusätzlich sollte ein Teil der Füchse auf MTBC untersucht werden.

■ Material und Methoden

Tiere und Probennahme

Insgesamt wurden 445 Füchse in die Studie eingeschlossen, die von Dezember 2021 bis Februar 2024 im Rahmen der regulären Bejagung in Kärnten erlegt wurden. Die Füchse wurden nach einem zuvor festgelegtem Stichprobenplan zur Untersuchung eingesandt. Ziel des Stichprobenplans war es, die Prävalenz der untersuchten Pathogene mit einer Genauigkeit von mindestens $\pm 5\%$ abzuschätzen. Die bezirksweise Aufteilung der geforderten Probenanzahl innerhalb des Bundeslandes erfolgte proportional zur regionalen Fuchsdichte, mit dem Ziel, die räumlich repräsentative Verteilung der Proben zu gewährleisten. Die regionale Fuchsdichte wurde durch die Abschusszahlen je Bezirk genähert. Daraus ergab sich eine geforderte Probenzahl von 385 Füchsen, die mit 445 Füchsen übererfüllt wurde. Aufgrund einer relativ gleichmäßig auf die Bezirke verteilten Übererfüllung des Stichprobenplans ist jedoch keine Verzerrung der Ergebnisse durch eine räumlich nicht repräsentative Stichprobe zu erwarten. Anhand des Zahnstatus wurde der Tierkörper als adult (älter als ein Jahr) oder juvenil (maximal ein Jahr alt) klassifiziert (Kappeler 1985). Des Weiteren wurden Gewicht und Geschlecht erhoben und dokumentiert, ob ein Balg vorhanden war. Danach wurden die Füchse wie unten beschrieben beprobt.

Untersuchung auf *E. multilocularis*

Für die Untersuchung auf *E. multilocularis* wurden die Füchse entlang der ventralen Mittellinie eröffnet, der komplette Dünndarm entnommen und für mindestens zwei Wochen bei -80 °C tiefgefroren, um potenziell vorhandene Echinokokken zu inaktivieren (Deplazes & Eckert 1996; Hildreth et al. 2004). Füchse, die in einem sehr schlechten Erhaltungszustand waren, oder bei denen schussbedingt der Dünndarm unvollständig vorlag, wurden von der Untersuchung auf *E. multilocularis* ausgenommen.

Die Därme wurden mit der Sedimentations- und Zähltechnik untersucht (Hofer et al. 2000; Eckert et al. 2002). Diese Methode gilt als Goldstandard für den mikroskopischen Nachweis von *E. multilocularis* aus dem Dünndarm (Eckert 2003). Hierbei wird der Dünndarm mäanderförmig in fünf etwa gleichlange Abschnitte unterteilt und eröffnet. Nach Entfernung von grobem Darminhalt werden die einzelnen Darmstücke in eine Flasche mit 0,9%iger Kochsalzlösung zwischen zwei Fingern abgestreift, um eventuell anhaftende Würmer abzulösen. Nach mehreren Sedimentations- und Dekantierungsschritten wird der Bodensatz mikroskopisch untersucht und die vorliegenden Parasitenexemplare anhand ihrer charakteristischen morphologischen Merkmale bestimmt. Bei positiven Befunden wurde der Bandwurmbefall semiquantitativ mit geringgradig (1–100 Parasitenexemplare), mittelgradig (101–1000 Parasitenexemplare) und hochgradig (>1000 Parasitenexemplare) beurteilt.

Untersuchung auf Trichinen

Zur Untersuchung auf Trichinen wurde Muskulatur aus dem palmaren *Antebrachium* entnommen und 20 g Probenmaterial mittels Verdauungsmethode (Magnetrührverfahren für die künstliche Verdauung von Sammelproben, Durchführungsverordnung (EU) 2015/1375) auf Trichinen untersucht. Das Muskelfleisch wurde in einer Verdaulichkeit, bestehend aus Wasser, Pepsin und Salzsäure, gegeben und 30 Minuten bei etwa 45 °C verdaut. Der Bodensatz wurde nach definierten Sedimentationszeiten mikroskopisch auf Trichinenlarven untersucht. Konnten Trichinenlarven nachgewiesen werden, so wurden diese aus der Verdaulichkeit in Ethylalkohol überführt. Die DNA wurde mittels „Tissue and Hair Extraction Kit“ extrahiert und in einer Multiplex-PCR wie von Zarlenga et al. (1999) beschrieben eingesetzt.

Untersuchung auf Mykobakterien

Zur Untersuchung auf Mykobakterien wurden die Gaumenmandeln (*Tonsillae palatinae*) sowie die Lymphknoten des *Lymphocentrum retropharyngeum* entnommen und zur weiteren mikrobiologischen Untersuchung gekühlt an die AGES Mödling weitergeleitet.

Die Untersuchung auf Mykobakterien erfolgte bei den ersten 70 Füchsen und wurde gemäß WOA Manual durchgeführt (WOAH 2022). Dazu wurden 2–5 g Probenmaterial mit Phosphatpuffer nach Sørensen homogenisiert, das Material wurde kurz setzen gelassen und anschließend die flüssige Phase mit wenig fester Organsubstanz in ein Zentrifugenröhrchen überführt, auf 10 ml mit Phosphatpuffer nach Sørensen aufgefüllt und im Verhältnis 1:1 mit N-Acetyl-L-Cystein-NaOH-Lösung versetzt. Nun wurde 25 Minuten am Schüttler langsam gemischt, nachfolgend nochmals 20 ml Phosphatpuffer nach Sørensen hinzu pipettiert, durchmischt und 20 Minuten zentrifugiert. Der Überstand wurde verworfen, das Sediment wurde mittels Tupfer auf Stonebrink-Medium mit PACT und Löwenstein-Jensen mit Glycerin und PACT verteilt und diese bei $37\pm 1\text{ °C}$ für bis zu zwölf Wochen (im negativen Fall) bebrütet.

Untersuchung auf MRSA

Zur Untersuchung auf MRSA auf den Nasenschleimhäuten wurden Tupferproben aus dem Nasenvorhof entnommen. Die Tupfer wurden direkt im Anschluss an die Probenentnahme bis zur weiteren Bearbeitung bei -80 °C tiefgefroren (Panisello Yagüe et al. 2021). Tiere, denen zur Trophäengewinnung der rostrale Teil des Viscerocraniums entfernt wurde, wurden von der Untersuchung ausgenommen.

Die Anreicherung, Anzucht und Identifikation erfolgte nach dem Laboratory Protocol des EURL-AMR (European Union Reference Laboratory for Antimicrobial Resistance) für die Isolation von MRSA aus lebensmittelliefernden

Tieren und der Umgebung (Larsen et al. 2017; EURL-AMR 2018).

Zum Nachweis von MRSA wurden die Tupfer in 10 ml Müller Hinton Bouillon mit 6,5 % NaCl (MHB 6,5 %) geschwenkt und die Probenröhrchen für 16–24 h bei 36 ± 1 °C inkubiert. Als Positivkontrolle wurde *S. aureus* NCTC 12493 und als Negativkontrolle *S. aureus* ATCC 29213 mitgeführt.

Nach der Anreicherung wurde ein 10 µl Loop auf Brilliance™ MRSA 2 Agar ausgestrichen und dieser für 18–24 h bei 37 ± 1 °C inkubiert. Verdächtige Kolonien wurden auf Blutagar subkultiviert und mittels Katalase-Test, RPF-Agar und Equi-Test weiter bestätigt. Die verdächtigen Kolonien wurden mittels Agardiffusion auf ihre Cefoxitin-Resistenz untersucht, bei einem Hemmhofdurchmesser < 22 mm wurde eine Speziesidentifizierung mittels Matrix-assisted laser desorption ionisation time-of-flight (MALDI TOF) Massenspektrometrie durchgeführt. Hierzu wurden frische Reinkulturen mittels Direkttransfermethode gemessen: Probenmaterial des Keims wurde auf die Probenposition des Targets aufgetragen und mit einer Matrix aus α -Cyano-4-hydroxymethylsäure überschichtet. Die Messung erfolgte im MALDI Biotyper Sirius™, das Messergebnis wurde mit der zugehörigen Software Compass IVD klassifiziert, und die Identifikation nachfolgend auf Plausibilität geprüft. Bestätigte *S. aureus* wurden mittels PCR auf das Vorhandensein des Gens *mecA* bzw. *mecC* wie von Firth et al. (2022) beschrieben untersucht und als MRSA verifiziert.

Untersuchung auf ESBL/AmpC-bildende *E. coli*

Aus dem Dickdarm wurde eine Kotprobe zur Untersuchung auf ESBL/AmpC bildende *E. coli* entnommen. Zur Inaktivierung möglicherweise vorhandener Echinokokken erfolgte eine Gefrierbehandlung analog zu den Dünndärmen (Hildreth et al. 2004).

Das Vorgehen für den Nachweis von ESBL/AmpC-bildenden *E. coli* erfolgte gemäß des EURL-AMR Laboratory Protocol für die Isolation von *E. coli* aus Zäkumproben (Hasman et al. 2019). Zusammengefasst wurde $1 \pm 0,1$ g Kot zu 9 ml gepuffertem Peptonwasser gegeben, das Röhrchen verschlossen, kurz geschwenkt und dann für 18–22 h bei 37 ± 1 °C inkubiert. Nach der Anreicherung wurden die Röhrchen vorsichtig gemischt und ein 10 µl Loop auf McConkey (MC)-Agar sowie auf MC/CTX-Agar ausgestrichen (fraktionierter Verdünnungsausstrich zum Erhalt von Einzelkolonien). Es folgte eine Inkubation bei $44 \pm 0,5$ °C für 18–22 h. Verdächtige Kolonien wurden nochmals auf MC/CTX-Agar subkultiviert und mittels MALDI TOF, wie im Abschnitt Untersuchung auf MRSA beschrieben, als *E. coli* bestätigt. Die phänotypische Bestätigung von ESBL/AmpC-bildenden *E. coli* erfolgte mittels der Sensititre® Bouillon-Mikrodilutionsmethode. Hierzu wurde aus frischen Übernachtskulturen ein Inokulum in Aqua dest. mit McFarland Standard 0,5 hergestellt und davon ein Aliquot in 11 ml MHB überführt. Je eine EUVSEC3 und

EUVSEC2 Mikrotiterplatte wurde mit 50 µl Suspension/Well inokuliert und anschließend für 18–24 h aerob bei 35 ± 1 °C bebrütet. Das Ablesen der MHK-Endpunkte erfolgte mit einem Sensititre Vizion-System®. Es wurden die im Durchführungsbeschluss (EU) 2020/1729 der Kommission angeführten EUCAST ECOFFS (The European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing Epidemiological cut-off values) verwendet.

Statistische Methoden

Die statistische Auswertung wurde mit der Statistiksoftware R (R Core Team 2025) durchgeführt. Bei den Angaben zur Prävalenz handelt es sich jeweils um die beobachtete Prävalenz, welche der tatsächlichen Prävalenz unter der Annahme eines perfekten diagnostischen Tests entspricht. Die 95%igen Konfidenzintervalle der jeweiligen Prävalenz wurden unter der Annahme einer Binominalverteilung berechnet (Zhang et al. 2018). Für die Identifikation von statistisch signifikanten Einflussgrößen auf die jeweilige Prävalenz wurden Logistische Regressionsmodelle (GLM) herangezogen. Dabei wurde aufgrund perfekter Separation dafür die Firth-logistische Regression eingesetzt, die robuste Schätzungen in solchen Situationen ermöglicht (Heinze et al. 2003). Die Signifikanz der Variablen Alter und Geschlecht der Tiere sowie Monat und Jahr der Probenahme wurde anhand genesteter Modelle mit einer schrittweisen Rückwärtsselektion mittels ANOVA und Chi-Quadrat-Test zum Signifikanzniveau 0,05 getestet. Fehlende Werte in den Prädiktoren wurden dabei mittels multipler Imputation berücksichtigt (Van Buuren & Groothuis-Oudshoorn 2011).

Bezugsquellennachweis:

BD BBLTM Stonebrink TB medium + PACT (BD, Becton Dickinson and Company, USA); BD BBLTM Lowenstein-Jensen medium + PACT (BD, Becton Dickinson and Company, USA); Mueller Hinton Broth Oxoid™ (Thermo Fisher Scientific Inc., USA); Thermo Scientific™ Brilliance™ MRSA 2 Agar (Thermo Fisher Scientific Inc., USA); Baird Parker RPF Agar (bioMérieux SA, Frankreich); MALDI Biotyper Sirius™ (Bruker Daltonik GmbH, Deutschland); Compass IVD Software (Bruker Daltonik GmbH, Deutschland); GranuCult® Buffered Peptone Water (Merck KGaA, Deutschland); MacConkey Agar + crystal violet (bioMérieux SA, Frankreich); MacConkey Agar No. 3 Oxoid™ (Thermo Fisher Scientific Inc., USA) mit Cefotaxim 1mg/ml aus Cefotaxime sodium salt, potency 916–964 µg per mg (Prod. Nr. C7912), Sigma-Aldrich (Merck KGaA, Deutschland); Sensititre-Systems® (Thermo Fisher Scientific Inc., USA); Sensititre™ Vizion® Digital MIC Viewing System (Thermo Fisher Scientific Inc., USA); Tissue and Hair Extraction Kit (Promega GmbH, Deutschland); R (Version 4.4.3, R Core Team (2025), _R: A Language and Environment for Statistical Computing_. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. <<https://www.R-project.org/>>.); RStudio (Version 2024.12.1, Posit team (2025). RStudio: Integrated

Development Environment for R. Posit Software, PBC, Boston, MA. URL [http://www.posit.co/.](http://www.posit.co/)

Ergebnisse

E. multilocularis

Von den 445 vorliegenden Füchsen konnten 411 Fuchsdärme auf ein Vorhandensein von *E. multilocularis* untersucht werden, wobei sich die Diskrepanz zu den eingesandten Tieren daraus ergibt, dass bei einigen Tieren aufgrund von Bauchschüssen mit fehlenden Darmteilen oder durch Verwesung stark fortgeschrittener Auto- und Heterolyse eine Untersuchung auf einen Befall mit dem Kleinen Fuchsbandwurm nicht möglich war. Von den untersuchten Füchsen waren 197 weiblich und 213 männlich. Bei einem Fuchsdarm konnte das Geschlecht nicht zugeordnet werden. Zweihundertneun Füchse waren juvenil und 182 Tiere adult. Bei 20 Füchsen konnte aufgrund eines abgetrennten Viszerokraniums keine Altersbestimmung durchgeführt werden.

Sechundsiebzig Füchse waren positiv in der Untersuchung auf *E. multilocularis* (Tab.1), wobei 76,3 % dieser Tiere einen geringgradigen Befall aufwiesen und 23,7 % einen mittelgradigen Befall. Eine hochgradige Befallsrate wurde bei keinem Tier nachgewiesen. Die höchste Prävalenz konnte im Bezirk Wolfsberg festgestellt werden, gefolgt von Feldkirchen und Villach Land. Die Bezirke Klagenfurt Land und Völkermarkt wiesen die niedrigsten Prävalenzen auf.

Abbildung 1 gibt eine Übersicht über die Prävalenzen in den einzelnen Gemeinden in Kärnten.

Gemäß logistischem Regressionsmodell und der schrittweisen Rückwärtsselektion mittels ANOVA und Chi-Quadrat-Test beeinflussen weder die Alterskategorie (juvenil/adult), noch das Geschlecht die Wahrscheinlichkeit für einen positiven Nachweis signifikant. Ein Jahreseffekt war ebenfalls nicht signifikant feststellbar, jedoch unterschied sich die Wahrscheinlichkeit für ein positives

Tab. 1: Anzahl *E. multilocularis*-positiver Füchse in Prozent inklusive 95%igem Konfidenzintervall (CI) je Bezirk / Percentage of *E. multilocularis*-positive foxes per district, including 95 % confidence intervals (CI)

Bezirk	Anzahl beprobte Füchse	Anzahl positive Füchse	Anteil positiv [%]	CI
Feldkirchen	28	10	35,7	[18,6–55,9]
Hermagor	27	5	18,5	[6,3–38,1]
Klagenfurt	16	2	12,5	[1,6–38,3]
Klagenfurt Land	31	2	6,5	[0,8–21,4]
Spittal/Drau	75	10	13,3	[6,6–23,2]
St. Veit/Glan	85	13	15,3	[8,4–24,7]
Villach	10	1	10,0	[0,3–44,5]
Villach Land	32	9	28,1	[13,7–46,7]
Völkermarkt	57	5	8,8	[2,9–19,3]
Wolfsberg	57	19	40,4	[26,4–55,7]
Keine Angabe	3	0		
Gesamt	411	76	18,5	[14,9–22,6]

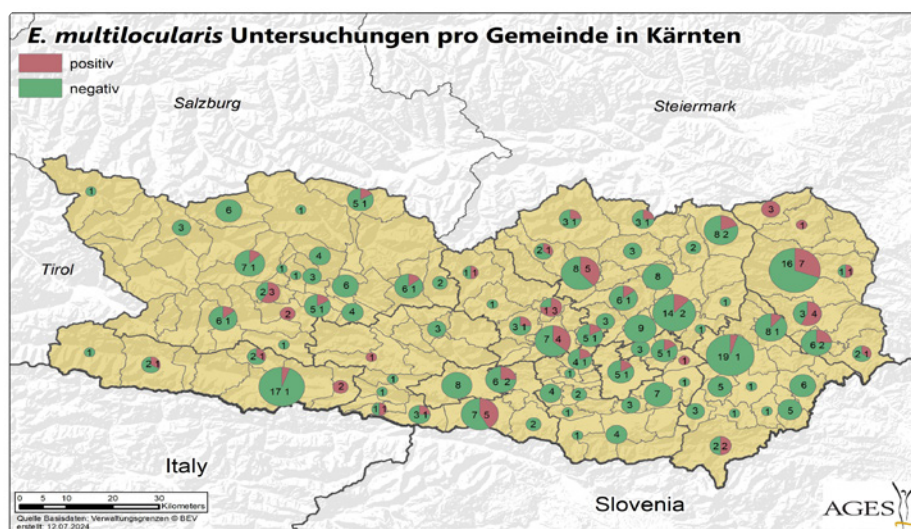


Abb. 1: Anzahl der *E. multilocularis*-positiven und -negativen Füchse je Gemeinde / Number of *E. multilocularis*-positive and -negative foxes by municipality

Echinokokken-Ergebnis je Monat ($p=0,025$). Über alle Jahre betrachtet liegen die Chancen eines positiven Ergebnisses im November signifikant über denen für Januar (Tab. 2).

Trichinen

Von den 445 eingesandten Füchsen konnten 441 Füchse auf Trichinen untersucht werden. Von diesen wurden fünf Füchse positiv auf Trichinen getestet, was einer Gesamtprävalenz von 1,1 % mit einem 95%igen Konfidenzintervall (CI) von 0,4 %–2,6 % entspricht. Die

Tab. 2: Geschätzte Parameter des Logistischen Regressionsmodells für *E. multilocularis* / Estimated parameters of the logistic regression model for *E. multilocularis*

Koeffizient	Parameterschätzer	Std. Error	p-Wert
Intercept	-1,628	0,195	
Monat: Jänner (Referenz)			
Monat: Oktober	-0,569	1,503	0,684
Monat: November	1,795	0,611	0,004
Monat: Dezember	-0,223	0,611	0,572
Monat: Februar	0,311	0,316	0,328
Monat: März	1,377	0,739	0,077

höchste Prävalenz ließ sich in den Bezirken Villach (10 % [CI: 0,3 %–44,5 %]), Feldkirchen (3,5 % [0,1 %–17,8 %]) und Hermagor (3,6 % [0,1 %–18,3 %]) mit je einer positiven Probe feststellen. In einigen Bezirken konnten bei keinem Fuchs Trichinen nachgewiesen werden. Abbildung 2 gibt eine Übersicht über die Anzahl der Proben und positiven Trichinen-Nachweise auf Gemeindeebene. Die Speziesdifferenzierung der isolierten Trichinen ergab bei dem Fuchs aus dem Bezirk Villach die Spezies *T. spiralis*, bei den vier weiteren positiven Füchsen wurde die Spezies *T. britovi* nachgewiesen. Anhand von logistischem Regressionsmodell und ANOVA ließ sich kein signifikanter Einfluss von Geschlecht, Alter, Monat oder Jahr auf die Prävalenz feststellen.

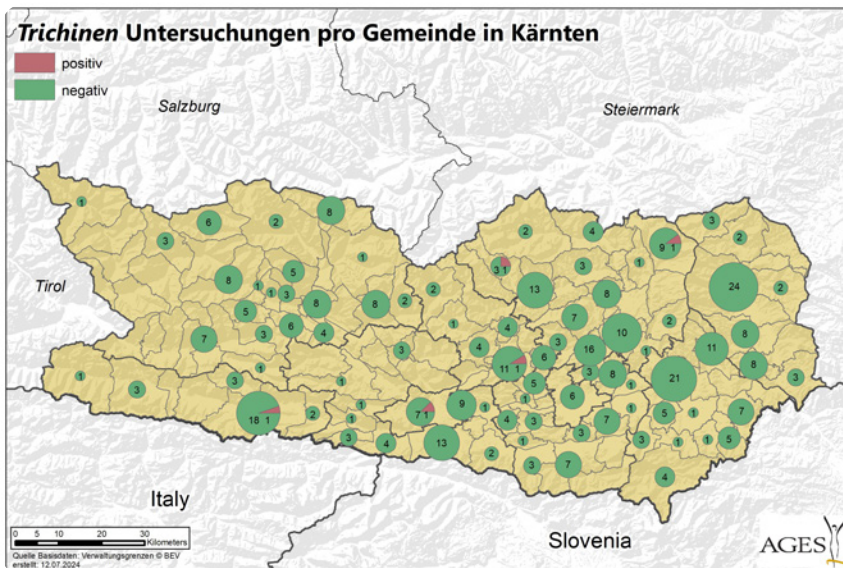


Abb. 2: Anzahl der Trichinella-positiven und -negativen Füchse je Gemeinde / Number of Trichinella-positive and -negative foxes by municipality

Mykobakterien

Von den 445 Füchsen wurden 70 Füchse auf Mykobakterien untersucht. Es konnten bei keinem Tier (0 % [CI: 0%–4,1 %]) Mykobakterien des MTBC-Komplexes isoliert werden. Aufgrund der langen Bebrütungsdauer und der bisherigen negativen Nachweise wurde auf weitere Untersuchung auf Mykobakterien verzichtet.

MRSA

401 Füchse konnten auf eine Kolonisation mit MRSA untersucht werden, es gelang jedoch bei keinem Tier (0 % [CI: 0 %–0,68 %]) ein Nachweis. Bei 44 Füchsen war eine Untersuchung aufgrund eines fehlenden *Viscerocraniums* bzw. Kopfes nicht möglich.

ESBL/ AmpC-bildende *E. coli*

Von den 403 untersuchten Proben gelang bei 30 Proben der Nachweis von ESBL/AmpC-bildende *E. coli*, bei 42 Füchsen konnte die Untersuchung nicht durchgeführt werden, entweder aufgrund von Bauchschüssen oder weil kein Kot im Rektum vorhanden war. Dies entspricht einer Gesamtprävalenz von 7,4 % (CI: 5,1 %–10,5 %). In Abbildung 3 ist die Anzahl der Untersuchungen sowie die positiven Nachweise auf Gemeindeebene ersichtlic.

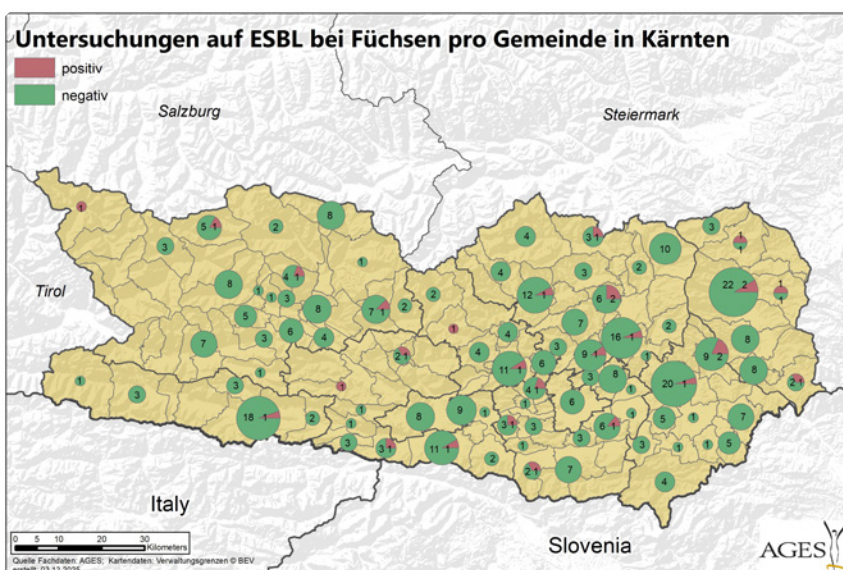


Abb. 3: Anzahl der ESBL *E. coli*-positiven und -negativen Füchse je Gemeinde / Number of ESBL *E. coli*-positive and -negative foxes by municipality

Im Firth-logistischen Modell hatten sowohl die Jahre 2022 als auch 2024 signifikant niedrigere Chancen für ein positives Ergebnis im Vergleich zu 2021, jeweils mit einem p-Wert von $p=0,022$. Die geschätzten Odds Ratios sind in Tabelle 3 dargestellt. Insgesamt war ein abnehmender Trend über die Jahre erkennbar, der jedoch statistisch nicht signifikant ausfiel ($p=0,063$). Zudem hatten weder die Alterskategorie (juvenil/adult) noch das Geschlecht einen signifikanten Einfluss auf die Wahrscheinlichkeit eines positiven Nachweises. Der Bezirk mit der höchsten Prävalenz ist Klagenfurt Land bzw. Villach Land mit 12,1 %, danach folgt Wolfsberg mit 10,9 %.

Der Anteil der positiven Proben inklusive 95%igem Konfidenzintervall je Bezirk ist in Tabelle 4 dargestellt.

Tab. 3: Geschätzte Parameter des Firth-logistischen Regressionsmodells für ESBL *E. coli* / Estimated parameters of the Firth logistic regression model for ESBL *E. coli*

Jahr	Odds Ratio [95% CI]	p-Werte
Jahr 2021 (Referenz)		
Jahr 2022	0.30 [0.11–0.83]	0.0221
Jahr 2023	0.42 [0.14–1.24]	0.1133
Jahr 2024	0.08 [0–0.75]	0.0217

Tab. 4: Anteil ESBL-positiver Füchse in Prozent inklusive 95%igem Konfidenzintervall (CI) je Bezirk / Percentage of ESBL-positive foxes per district, including 95 % confidence intervals (CI)

Bezirk	Anzahl beprobte Füchse	Anzahl positive Füchse	Anteil positiv [%]	CI
Feldkirchen	27	2	7,4	[0,9–24,3]
Hermagor	25	1	4,0	[0,1–20,4]
Klagenfurt	17	0	0,0	[0,0–19,5]
Klagenfurt Land	33	4	12,1	[3,4–28,2]
Spittal / Drau	72	5	6,9	[2,3–15,5]
St. Veit / Glan	78	6	7,7	[2,9–16,0]
Villach	10	0	0,0	[0,0–30,8]
Villach Land	33	4	12,1	[3,4–28,2]
Völkermarkt	59	3	5,1	[1,1–14,1]
Wolfsberg	46	5	10,9	[3,6–23,6]
keine Angabe	3	0	0,0	[0,0–70,8]
Gesamt	403	30	7,4	[5,1–10,5]

■ Diskussion

Die vorliegende Studie stellt eine systematische Untersuchung zur Prävalenz von *E. multilocularis*, *Trichinella* spp., MTBC, MRSA und ESBL/AmpC-bildende *E. coli* bei Füchsen aus Kärnten dar, die anhand einer repräsentativen Stichprobe bei der Jagd erlegter Füchse ausgewertet wurde.

Insgesamt wurde in der vorliegenden Untersuchung bei 18,5 % der Füchse *E. multilocularis* nachgewiesen, wobei die höchsten Befallsraten im Bezirk Wolfsberg (40,4 %) nachgewiesen werden konnten und die niedrigsten Raten in den Bezirken Klagenfurt Land (6,5 %) und Völkermarkt (8,8 %) vorlagen. Ersichtlich ist eine große Diskrepanz zu österreichischen Studien aus den 1990er Jahren bzw. Anfang der 2000er Jahre. Während Maierhofer (1996) bei 536 Fuchsdärmen eine Befallsrate von 0 % sowohl im Bezirk Wolfsberg als auch für gesamt Kärnten ermittelte, lagen diese Werte in unserer Untersuchung mit 40 % respektive 18 % deutlich darüber. Auch Wappis fand mit drei positiven von insgesamt 605 Füchsen aus Kärnten eine deutlich niedrigere Prävalenz des Kleinen Fuchsbandwurms (Wappis, unveröffentlichte Daten, zitiert nach Duscher et al. 2006). Allerdings wiesen schon Duscher et al. (2006) darauf hin, dass die Prävalenz vermutlich höher sein dürfte. Für Österreich ermittelten Duscher et al. (2006) eine mediane Prävalenz von 3,9 % für den Zeitraum 1999–2004. Die Ursachen dieser verschiedenen Prävalenzen lassen sich nur ver-

muten, grundsätzlich beeinflussen verschiedene Faktoren wie Jahreszeit, klimatische Einflüsse und insbesondere auch die Populationsentwicklung des Zwischenwirts die Infektionsrate mit dem Kleinen Fuchsbandwurm (Deplazes et al. 2011). Insbesondere bei niedrigen Prävalenzen ist auch die Untersuchung einer ausreichend großen Stichprobe wichtig. Vor diesem Hintergrund ist auch der von uns erhobene Wert als dynamischer Prozentwert mit Schwankungsbreite zu betrachten. Ein weiterer möglicher Einflussfaktor, der jedoch wahrscheinlich nur einen geringfügigeren Einfluss auf die Ergebnisse hat, ist die unterschiedliche Methodik, die zum Nachweis des Kleinen Fuchsbandwurms eingesetzt wurde. In unserer Untersuchung setzten wir die SCT (Sedimentations- und Zähltechnik) ein, während in älteren Untersuchungen die damals übliche Intestinal Scraping

Technique (IST) verwendet wurde. Die IST hat eine Sensitivität von nur 78 %, während die Sensitivität der SCT höher ist, jedoch ebenfalls von der Wurmlast abhängt (Eckert 2003; Otero-Abad et al. 2017). Seit den 1990er Jahren weisen Forschungsergebnisse auf die Ausbreitung des Parasiten in Europa hin, u.a. in Deutschland, der Schweiz, Tschechien und Frankreich sind hohe Prävalenzen von >10 % bekannt, während diese in Dänemark bei 1,8 % liegen (Oksanen et al. 2016; Jenkins et al. 2025). Auch Daten zur Häufigkeit der AE in der Bevölkerung in Europa zeigen eine Zunahme an Fällen und unterstreichen die Bedeutung der Erkrankung insbesondere im Alpenraum (Casulli et al. 2025; Jenkins et al. 2025).

Die vorliegende Studie hat 441 Füchse auf einen Befall mit *Trichinella* untersucht, wobei bei fünf Tieren (1,1 %) *Trichinella* spp. nachgewiesen werden konnten. Einige Kärntner Bezirke wiesen dabei keinen einzigen Fall auf, in St. Veit an der Glan wurden zwei positive Füchse diagnostiziert, während in den Bezirken Hermagor, Villach und Feldkirchen jeweils ein positiver Fuchs nachgewiesen wurde. Aufgrund der geringen Anzahl positiver Tiere ließ sich kein statistisch signifikanter Unterschied in der Häufigkeit, weder bezogen auf die Altersgruppen, noch auf das Geschlecht feststellen. In anderen Untersuchungen ließen sich zunehmende Infektionsraten bei älteren Füchsen nachweisen. Mit fortschreitender Lebensdauer steigt vermutlich die Wahrscheinlichkeit, sich mit *Trichinella* zu infizieren (Lledó et al. 2015; Glawischnig et al. 2019). Hingegen ist ein Unterschied in der Infektionshäufigkeit zwischen weiblichen und männlichen Tieren bisher nicht beschrieben (Lledó et al. 2015; Glawischnig et al. 2019).

Die von uns erhobenen Prävalenzen decken sich mit den Ergebnissen von Krois (2005), die im Zeitraum 2003 bis 2004 u.a. 401 Füchse aus Kärnten auf *Trichinella* spp. untersucht hat und eine Prävalenz von 1,5 % ermitteln konnte. Die positiven Füchse stammten dabei aus den Bezirken Hermagor, Spittal a. d. Drau, St. Veit a. d. Glan, Villach und Wolfsberg (Krois et al. 2005). Somit scheint die Befallsrate mit *Trichinella* spp. in der Kärntner Fuchspopulation gleichbleibend niedrig und auf ähnlichem Niveau wie in den Bundesländern Salzburg (1,1 %) und Tirol (1,7 %), und deutlich niedriger als in Vorarlberg (6,8 %) (Glawischnig et al. 2019). Aus anderen europäischen Ländern sind Befallsraten von 0,005 % (Wildschweine, Emilia-Romagna (Rossi et al. 2023)) und 2,7 % (Südost-Frankreich (Aoun et al. 2012)) bzw. 11,5 % (Slowakei, steigende Zahlen (Hurníková & Dubinský 2009)) bei Füchsen bekannt. Im an Kärnten angrenzenden Slowenien konnte mit 0,8 % (Golinar Oven et al. 2025) eine ähnliche Prävalenz wie in unserer Studie erhoben werden. Von den vier in Europa vorkommenden Trichinenarten wurde *T. britovi* bisher als einzige Art bei Füchsen in Österreich nachgewiesen (Krois et al. 2005; Glawischnig et al. 2019). In unserer Untersuchung waren ebenfalls vier Füchse mit *T. britovi* infiziert, bei einem Fuchs aus Villach

konnte jedoch *T. spiralis* festgestellt werden. Dies stellt den ersten Nachweis von *T. spiralis* beim Fuchs in Österreich dar und den zweiten Nachweis von *T. spiralis* bei Füchsen im Alpenraum (Pozio et al. 2009). Im nördlichen Europa (Finnland, Deutschland, Polen) sowie in Spanien (Pérez-Martín et al. 2000) weist *T. spiralis* eine höhere Prävalenz auf. Außerdem findet sich *T. spiralis* häufiger in Nagern, Wild- und Hausschweinen als *T. britovi*, wobei Schweine als wichtiges Reservoir im silvatischen Zyklus gelten (Pozio et al. 2009).

Wildschweine sind für die Infektion mit *T. spiralis* empfänglicher als für eine Infektion mit *T. britovi* (Kapel & Gamble 2000; Kapel 2001). Wildschweine verschmähen als opportunistische Allesfresser auch Aas nicht, sodass es denkbar wäre, dass sich auf diesem Wege ein silvatischer Zyklus mit *T. spiralis* auch in Österreich etabliert (Pozio et al. 2009). Insbesondere in Betrieben mit schlechter Biosicherheit kann dann ein Eintrag und die Etablierung eines domestischen Zyklus erfolgen (Gottstein et al. 2009). Dies macht unser Fund von *T. spiralis* bedeutend und unterstreicht, wie wichtig das Monitoring auf *Trichinella* spp. in Wildtierpopulationen ist. Da *T. britovi* in Österreich dominiert, eignen sich insbesondere Füchse für ein Monitoring (Pozio et al. 2009).

Bei 70 untersuchten Füchsen aus Kärnten konnten in keinem Fall Mykobakterien des MTBC-Komplexes isoliert werden. Verschiedene Untersuchungen zeigen, dass bei Füchsen in Gebieten, in denen MTBC endemisch ist, ein Nachweis von MTBC aus den Lymphknoten gelingt (Martin-Atance et al. 2005; Delahay et al. 2007; Greber 2022). Anders als Dachs, Wildschwein und Rotwild scheint der Fuchs in den meisten Regionen jedoch keine Rolle als natürliches Reservoir für MTBC zu spielen (Gortázar et al. 2012), in einigen Regionen ist seine Rolle jedoch unklar (Michelet et al. 2018). In Österreich ist bisher nur *M. caprae* endemisch in Rotwild nachgewiesen (Glawischnig et al. 2003; Fink et al. 2015), in den betroffenen Gebieten gelang mehrfach der Nachweis von *M. caprae* aus Füchsen (Greber 2022). Bisher fehlen aus Kärnten Nachweise von MTBC (Glawischnig et al. 2006). Unsere Untersuchungen an Füchsen bestätigen, dass MTBC in Kärnten keine Rolle zu spielen scheint. Dennoch dürfte die Überwachung von Wildtieren – insbesondere von Fuchs und Rotwild – auch im Hinblick auf die steigenden Zahlen in den Bundesländern Tirol und Vorarlberg (Greber 2025) sinnvoll sein. Eine geringe Prävalenz von MTBC kann ohne Überwachungsprogramm längere Zeit unentdeckt bleiben, und erst bei Übertragung auf gealpte Rinder erkannt werden (Schoepf et al. 2012). Die Übertragung von MTBC auf gealpte Tiere hat sowohl wirtschaftliche als auch emotionale Folgen für den Besitzer, zusätzlich könnten sich jedoch auch handelsrechtliche Folgen für Gesamtösterreich ergeben, sollte die Freiheit von Tuberkulose in Frage gestellt werden.

Eine Besiedlung mit MRSA wurde bei keinem der 401 untersuchten Füchse nachgewiesen. Dies deckt sich mit Untersuchungen aus Irland, wo ebenfalls

keine MRSA bei Füchsen nachgewiesen werden konnten (O'Hagan et al. 2021). Bisher wurden einzelne MRSA-positive Befunde bei Füchsen erhoben sowie verschiedene *S. aureus*-Linien bei Wiederkäuern, Schweineartigen, Kameliden, Equiden und Nagetieren nachgewiesen (Monecke et al. 2016). Flächendeckende Untersuchungen bei Wildtieren gibt es kaum. Zwar gilt der Fuchs aufgrund seiner Eigenschaft als Kulturfolger als Sentinel-Spezies, um die Verbreitung von Antibiotikaresistenzen in der Umwelt zu erfassen, jedoch stellt O'Hagan (2021) in Frage, ob der Fuchs überhaupt ein guter Indikator für die Erfassung einer Umweltkontamination mit MRSA ist, oder ob andere Wildtiere sich besser für diese Untersuchung eignen. Hierzu bedarf es weiterer Untersuchungen.

Von 403 untersuchten Füchsen konnte bei 30 Füchsen im Kot ESBL/AmpC-bildende *E. coli* nachgewiesen werden, dies entspricht einer Prävalenz von 7,4 %. In einer ähnlichen Untersuchung aus Irland ließen sich bei 11,53 % der untersuchten Füchse ESBL/AmpC-bildende *E. coli* nachweisen (O'Hagan et al. 2021). Aus Österreich liegen bisher keine Daten zur Verbreitung von ESBL/AmpC-bildenden *E. coli* in der Fuchspopulation vor. Daten von anderen Kulturfolgern wie Ratten und Vögeln (Guenther et al. 2011; Loncaric et al. 2013) zeigen jedoch, dass Resistenzen bei *E. coli* hier bereits verbreitet sind. Über die Herkunft der ESBL/AmpC-bildenden *E. coli* in den in der vorliegenden Studie untersuchten Tieren lässt sich nur spekulieren,

möglich sind eine direkte Übertragung durch Kontakt zu menschlichen Abfällen und Abwässern, ebenso wie eine Übertragung durch landwirtschaftliche Nutztiere bzw. Gülle oder durch Gentransfer zwischen verschiedenen Bakterienspezies (Guenther et al. 2011; Carroll et al. 2015).

Die vorliegende Studie zeigt, dass der Kleine Fuchsbandwurm in Kärnten verbreitet ist, entsprechend sollte die Bevölkerung für Schutzmaßnahmen sensibilisiert werden. Die Übertragung auf den Menschen und die Entstehung der AE sind noch nicht lückenlos geklärt, sodass weiterhin allgemeine Empfehlungen auszusprechen sind, die zusätzlich vor Infektionen mit weiteren zoonotischen Erkrankungen schützen können. Auch *Trichinella* spp. konnten nachgewiesen werden, wobei hier insbesondere die Aufklärung von jagdausübenden Personen von Bedeutung ist. Die Anköderung mit Fuchskernen (gehäutete Tierkörper) ist abzulehnen, da über einen infizierten Fuchskern viele weitere Füchse, aber auch Schwarzwild und weitere Aasfresser infiziert werden könnten und eine Ausbreitung von *Trichinella* spp. bei Wildtieren begünstigt wird sowie das Risiko für einen Übergang in den domestischen Zyklus steigt.

Unser Nachweis von ESBL/AmpC-bildenden *E. coli* im Kot gibt erste Hinweise auf die Ausbreitung von Antibiotikaresistenzen in der Kärntner Wildtierpopulation, weitere Studien sind nun nötig, um die Herkunft der Resistenzen zu ermitteln und Gegenmaßnahmen zu ergreifen.

Fazit für die Praxis:

Füchse in Kärnten sind Erregerreservoir von Kleinem Fuchsbandwurm, *Trichinella* spp. und ESBL/AmpC-bildenden *E. coli*. Aufgrund des zoonotischen Potentials dieser Krankheitserreger sollte ein umsichtiger Umgang mit Füchsen und ihren Exkrementen erfolgen. Fuchskerne sind als mögliche Trichineninfektionsquelle für andere Tiere unschädlich zu beseitigen. Im Umgang mit Füchsen und ihrer Losung ist das Infektionsrisiko mit dem Kleinen Fuchsbandwurm und ESBL/AmpC-bildenden *E. coli* zu berücksichtigen. Eier von *E. multilocularis* können auch im Fell der Tiere haften, daher empfiehlt es sich, beim Kontakt mit Fuchskadavern Handschuhe zu tragen sowie einen Mund-Nasenschutz. Fuchslosung sollte beseitigt und ein Eintrag in Futter- und Tränkeeinrichtungen vermieden werden.

Interessenkonflikt

Die AutorInnen erklären, dass kein Interessenkonflikt besteht.

Literatur

- Aoun O, Lacour SA, Levieuge A, Marié J-L, Vallée I, Davoust B. Screening for *Trichinella britovi* infection in red fox (*Vulpes vulpes*) and wild boar (*Sus scrofa*) in Southeastern France. *J Wildl Dis.* 2012;48(1):223–225. DOI:10.7589/0090-3558-48.1.223
- Auer H. Die Trichinellose des Menschen in Österreich. *Wien Tierarztl Monat - Vet Med Austria.* 2005;92(12):288–294.
- Carroll D, Wang J, Fanning S, McMahon BJ. Antimicrobial Resistance in Wildlife: Implications for Public Health. *Zoonoses Public Health.* 2015;62(7):534–542. DOI:10.1111/zph.12182
- Casulli A, Abela B, Petrone D, Šoba B, Dezsényi B, Karamon J, et al. Unveiling the incidences and trends of alveolar echinococcosis in Europe: a systematic review from the KNOW-PATH project. *Lancet Infect Dis.* 2025; Correction: 2026;26(1):e49-e61. DOI:10.1016/S1473-3099(25)00283-X
- Delahay RJ, Smith GC, Barlow AM, Walker N, Harris A, Clifton-Hadley RS, et al. Bovine tuberculosis infection in wild mammals in the South-West region of England: a survey of prevalence and a semi-quantitative assessment of the relative risks to cattle. *Vet J.* 2007;173(2):287–301. DOI:10.1016/j.tvjl.2005.11.011
- Deplazes P, Eckert J. Diagnosis of the Echinococcus multilocularis infection in final hosts. *Appl Parasitol.* 1996;37(4):245–252.

- Deplazes P, Eckert J. Veterinary aspects of alveolar echinococcosis—a zoonosis of public health significance. *Vet Parasitol.* 2001;98(1–3):65–87.
- Deplazes P, Hegglin D, Gloor S, Romig T. Wilderness in the city: the urbanization of *Echinococcus multilocularis*. *Trends Parasitol.* 2004;20(2):77–84.
- Deplazes P, Van Knapen F, Schweiger A, Overgaauw PAM. Role of pet dogs and cats in the transmission of helminthic zoonoses in Europe, with a focus on echinococcosis and toxocarosis. *Vet Parasitol.* 2011;182(1):41–53.
- Deurenberg RH, Stobberingh EE. The evolution of *Staphylococcus aureus*. *Infect Genet Evol.* 2008;8(6):747–763.
- Dolejska M, Literak I. Wildlife Is Overlooked in the Epidemiology of Medically Important Antibiotic-Resistant Bacteria. *Antimicrob Agents Chemother.* 2019;63(8):e01167-19. DOI:10.1128/aac.01167-19.
- Duscher G, Pleydell D, Prosl H, Joachim A. *Echinococcus multilocularis* in Austrian foxes from 1991 until 2004. *J Vet Med B Infect Dis Vet Public Health.* 2006;53(3):138–144. DOI:10.1111/j.1439-0450.2006.00930.x
- Eckert J. Predictive values and quality control of techniques for the diagnosis of *Echinococcus multilocularis* in definitive hosts. *Acta Trop.* 2003;85(2):157–163.
- Eckert J, Conraths FJ, Tackmann K. Echinococcosis: An emerging or re-emerging zoonosis? *Int J Parasitol.* 2000;30(12–13):1283–1294.
- Eckert J, Deplazes P. Biological, Epidemiological, and Clinical Aspects of Echinococcosis, a Zoonosis of Increasing Concern. *Clin Microbiol Rev.* 2004;17(1):107–135.
- Eckert J, Gemmell MA, Meslin F-X, Pawlowsky ZS. Manual on Echinococcosis in humans and animals: a public health problem of global concern. *Bulletin Veterinaire Bimestriel - Societe Veterinaire Pratique De France.* 2002;86(2):127–128.
- EURL - AR. Laboratory Protocol: Isolation of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) from Food-Producing Animals and Farm Environment (Version 1). Lyngby, Denmark: Technical University of Denmark; 2018.
- Fink M, Schleicher C, Gonano M, Prodingler WM, Pacciarini M, Glawischnig W, et al. Red Deer as Maintenance Host for Bovine Tuberculosis, Alpine Region. *Emerg Infect Dis.* 2015;21(3):464–467.
- Firth C, Käsbohrer A, Pless P, Koeberl-Jelovcan S, Obritzhauser W. Analysis of Antimicrobial Use and the Presence of Antimicrobial-Resistant Bacteria on Austrian Dairy Farms—A Pilot Study. *Antibiotics (Basel).* 2022;11(2):124.
- Fritz O, Burton A, Ehn-Fragner S, Streicher G, Laimer P, Daul R, et al. Jährlicher wissenschaftlicher Beitrag zu den Tourismusberichten 2024 bis 2027. Wien: Österreichisches Institut für Wirtschaftsforschung; 2025. [cited 2025 Apr 16]. Available from: <https://www.wifo.ac.at/publication/pid/58055962>
- Garcês A, Pires I. Secrets of the Astute Red Fox (*Vulpes vulpes*, Linnaeus, 1758): An Inside-Ecosystem Secret Agent Serving One Health. *Environments.* 2021;8(10):103. DOI:10.3390/environments8100103
- Glawischnig W, Allerberger F, Messner C, Schönbauer M, Prodingler WM. Tuberkulose-Endemie bei freilebendem Rotwild (*Cervus elaphus hippelaphus*) in den nördlichen Kalkalpen. *Wien Tierarztl Monat - Vet Med Austria.* 2003;90:38–44.
- Glawischnig W, Steineck T, Spergser J. Infections caused by *Mycobacterium avium* subspecies *avium*, *hominissuis*, and *paratuberculosis* in free-ranging red deer (*Cervus elaphus hippelaphus*) in Austria, 2001–2004. *J Wildl Dis.* 2006;42(4):724–731. DOI:10.7589/0090-3558-42.4.724
- Glawischnig W, Sun H, Schleicher C, Schoepf K. Trichinellennachweise bei Rotfüchsen (*Vulpes vulpes*) in Westösterreich: aktuelle Untersuchungsergebnisse. *Wien Tierarztl Monat - Vet Med Austria.* 2019;106:242–248.
- Gloor S, Bontadina F, Hegglin D, Deplazes P, Breitenmoser U. The rise of urban fox populations in Switzerland. *Mamm Biol.* 2001;66(3):155–164.
- Golarin Oven I, Gorišek M, Posedi J. First detection of *Trichinella nativa* in red foxes (*Vulpes vulpes*) in Slovenia. *Vet Parasitol.* 2025;335:110424.
- Gortázar C, Delahay RJ, McDonald RA, Boadella M, Wilson GJ, Gaviera-Widen D, et al. The status of tuberculosis in European wild mammals. *Mammal Rev.* 2012;42(3):193–206.
- Gottstein B, Pozio E, Nöckler K. Epidemiology, diagnosis, treatment, and control of trichinellosis. *Clin Microbiol Rev.* 2009;22(1):127–145. Table of Contents. DOI:10.1128/CMR.00026-08
- Gottstein B, Wang J, Boubaker G, Marinova I, Spiliotis M, Müller N, et al. Susceptibility versus resistance in alveolar echinococcosis (larval infection with *Echinococcus multilocularis*). *Vet Parasitol.* 2015;213(3–4):103–109. DOI:10.1016/j.vetpar.2015.07.029
- Greber N. Rotwild-Monitoring 2021. *Vorarlberger Jagd.* 2022;(3/2022):12–13. Available from: <https://vjagd.at/wp-content/uploads/2022/07/Vorarlberger-Jagdzeitung-03-2022-.pdf>
- Greber N. TBC - Rotwildmonitoring 2024. *Vorarlberger Jagd.* 2025;(3/2025):8–11. Available from: https://vjagd.at/wp-content/uploads/2025/08/250271_Vorarlberger_Jagd_3-25_web.pdf
- Grema HA. Methicillin Resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA): A Review. *Adv Anim Vet Sci.* 2015;3(2):79–98.
- Guenther S, Ewers C, Wieler LH. Extended-Spectrum Beta-Lactamases Producing *E. coli* in Wildlife, yet Another Form of Environmental Pollution? *Front Microbiol.* 2011;2:246. DOI:10.3389/fmicb.2011.00246
- Hasman H, Agersø Y, Hendriksen R, Cavaco ML, Guerra-Roman B, Bortolaia V. Laboratory Protocol Isolation of ESBL-, AmpC- and Carbapenemase-Producing *E. coli* from Caecal Samples December 2019 Version 7. [cited 2025 Apr 16]. Available from: https://www.eurl-ar.eu/CustomData/Files/Folders/21-protocols/530_esbl-ampc-cpeprotocol-version-caecal-v7-09-12-19.pdf.
- Heaton CJ, Gerbig GR, Sensius LD, Patel V, Smith TC. *Staphylococcus aureus* Epidemiology in Wildlife: A Systematic Review. *Antibiotics (Basel).* 2020;9(2). DOI:10.3390/antibiotics9020089
- Heinze G, Ploner M, Jiricka L, Steiner G. logistf: Firth's Bias-Reduced Logistic Regression. 2003 p. 1.26.1. Available from: <https://cran.ma.imperial.ac.uk/web/packages/logistf/logistf.pdf>
- Hildreth MB, Blunt DS, Oaks JA. Lethal Effects Of Freezing *Echinococcus multilocularis* Eggs At Ultralow Temperatures. *J Parasitol.* 2004;90(4):841–844.
- Hofer S, Gloor S, Müller U, Mathis A, Hegglin D, Deplazes P. High prevalence of *Echinococcus multilocularis* in urban red foxes (*Vulpes vulpes*) and voles (*Arvicola terrestris*) in the city of Zürich, Switzerland. *Parasitology.* 2000;120(2):135–142. DOI:10.1017/s0031182099005351
- Hurníková Z, Dubinský P. Long-term survey on *Trichinella* prevalence in wildlife of Slovakia. *Vet Parasitol.* 2009;159(3):276–280. DOI:10.1016/j.vetpar.2008.10.056

- Jenkins E, Volappi T, Malone CJ, Germitsch N, Virtanen J-P, Oksanen A, et al. Changing distribution, diversity, and health impact of *Echinococcus multilocularis* in Europe and North America: Comparison, connections, and opportunities. *Adv Parasitol.* 2025;128:159–253. DOI:10.1016/bs.apar.2025.07.003
- Kapel CMO. Sylvatic and Domestic *Trichinella* spp. in wild boars; Infectivity, Muscle Larvae Distribution, and Antibody Response. *J Parasitol.* 2001;87(2):309–314.
- Kapel CMO, Gamble HR. Infectivity, persistence, and antibody response to domestic and sylvatic *Trichinella* spp. in experimentally infected pigs. *Int J Parasitol.* 2000;30(2):215–221. DOI:10.1016/S0020-7519(99)00202-7
- Kappeler A. Untersuchungen zur Altersbestimmung und zur Altersstruktur verschiedener Stichproben aus Rotfuchs-Populationen (*Vulpes vulpes* L.) in der Schweiz. Bern: Zoologisches Institut der Universität Bern; 1985.
- Krois E, Nöckler K, Duscher G, Joachim A, Kapel CMO, Prosl H. *Trichinella britovi* beim Rotfuchs (*Vulpes vulpes*) in Österreich. *Wien Tierarztl Monat - Vet Med Austria.* 2005;92(12):308–314.
- Larsen J, Sunde M, Islam MZ, Urdahl AM, Barstad AS, Larsen AR, et al. Evaluation of a widely used culture-based method for detection of livestock-associated methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA), Denmark and Norway, 2014 to 2016. *Euro Surveill.* 2017;22(28):30573. DOI:10.2807/1560-7917.ES.2017.22.28.30573
- Ledó L, Giménez-Pardo C, Saz JV, Serrano JL. Wild Red Foxes (*Vulpes vulpes*) as Sentinels of Parasitic Diseases in the Province of Soria, Northern Spain. *Vector Borne Zoonotic Dis.* 2015;15(12):743–749. DOI:10.1089/vbz.2014.1766
- Loncaric I, Stalder GL, Mehinagic K, Rosengarten R, Hoelzl F, Knauer F, et al. Comparison of ESBL – And AmpC Producing *Enterobacteriaceae* and Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) Isolated from Migratory and Resident Population of Rooks (*Corvus frugilegus*) in Austria. *PLoS ONE.* 2013;8(12):e84048. DOI:10.1371/journal.pone.0084048
- Maierhofer VCH. Die Helminthenfauna des Magen - Darmtraktes beim Rotfuchs (*Vulpes vulpes* L.) unter besonderer Berücksichtigung von *Echinococcus multilocularis* in Kärnten [Dissertation]. Wien: Veterinärmedizinische Universität Wien; 1996.
- Martín-Atance P, Palomares F, González-Candela M, Revilla E, Cubero MJ, Calzada J, et al. Bovine Tuberculosis in a Free Ranging Red Fox (*Vulpes vulpes*) from Doñana National Park (Spain). *J Wildl Dis.* 2005;41(2):435–436. DOI:10.7589/0090-3558-41.2.435
- Matos AC, Figueira L, Martins MH, Matos M, Morais M, Dias AP, et al. Disseminated *Mycobacterium bovis* Infection in Red Foxes (*Vulpes vulpes*) with Cerebral Involvement Found in Portugal. *Vector Borne Zoonotic Dis.* 2014;14(7):531–533. DOI:10.1089/vbz.2013.1500
- Michelet L, De Cruz K, Hénault S, Tambosco J, Richomme C, Réveillaud É, et al. *Mycobacterium bovis* Infection of Red Fox, France. *Emerg Infect Dis.* 2018;24(6):1150–1153. DOI:10.3201/eid2406.180094
- Millán J, Jiménez MÁ, Viota M, Candela MG, Peña L, León-Vizcaino L. Disseminated Bovine Tuberculosis in a Wild Red Fox (*Vulpes vulpes*) in Southern Spain. *J Wildl Dis.* 2008;44(3):701–706. DOI:10.7589/0090-3558-44.3.701
- Monecke S, Gavier-Widén D, Hotzel H, Peters M, Guenther S, Lazaris A, et al. Diversity of *Staphylococcus aureus* isolates in European wildlife. *PLoS ONE.* 2016;11(12):e0168433. DOI:10.1371/journal.pone.0168433
- O'Hagan MJH, Pascual-Linaza AV, Couzens C, Holmes C, Bell C, Spence N, et al. Estimation of the Prevalence of Antimicrobial Resistance in Badgers (*Meles meles*) and Foxes (*Vulpes vulpes*) in Northern Ireland. *Front Microbiol.* 2021;12:596891. DOI:10.3389/fmicb.2021.596891
- Oksanen A, Siles-Lucas M, Karamon J, Possenti A, Conraths FJ, Romig T, et al. The geographical distribution and prevalence of *Echinococcus multilocularis* in animals in the European Union and adjacent countries: a systematic review and meta-analysis. *Parasit Vectors.* 2016;9(1):519. DOI:10.1186/s13071-016-1746-4
- Otero-Abad B, Armua-Fernandez MT, Deplazes P, Torgerson PR, Hartnack S. Latent class models for *Echinococcus multilocularis* diagnosis in foxes in Switzerland in the absence of a gold standard. *Parasit Vectors.* 2017;10(1):612. DOI:10.1186/s13071-017-2562-1
- Panisello Yagüe D, Mihaljevic J, Mbegbu M, Wood CV, Hepp C, Kyman S, et al. Survival of *Staphylococcus aureus* on sampling swabs stored at different temperatures. *J Appl Microbiol.* 2021;131(3):1030–1038. DOI:10.1111/jam.15023
- Pérez-Martín JE, Serrano FJ, Reina D, Mora JA, Navarrete I. Sylvatic trichinellosis in southwestern Spain. *J Wildl Dis.* 2000;36(3):531–534. DOI:10.7589/0090-3558-36.3.531
- Pesciaroli M, Alvarez J, Boniotti MB, Cagiola M, Di Marco V, Marianelli C, et al. Tuberculosis in domestic animal species. *Res Vet Sci.* 2014;97:Suppl S78–S85.
- Pozio E, Rinaldi L, Marucci G, Musella V, Galati F, Cringoli G, et al. Hosts and habitats of *Trichinella spiralis* and *Trichinella britovi* in Europe. *Int J Parasitol.* 2009;39(1):71–79.
- Prodingler WM, Eigentler A, Allerberger F, Schönbauer M, Glawischnig W. Infection of Red Deer, Cattle, and Humans with *Mycobacterium bovis* subsp. *caprae* in Western Austria. *J Clin Microbiol.* 2002;40(6):2270–2272. DOI:10.1128/JCM.40.6.2270-2272.2002
- Reimoser F, Reimoser S. Long-term trends of hunting bags and wildlife populations in Austria. *Beiträge zur Jagd-und Wildforschung.* 2016;41:29–43.
- Rossi A, Santi A, Barsi F, Casadei G, Di Donato A, Fontana MC, et al. Eleven Years of Health Monitoring in Wild Boars (*Sus scrofa*) in the Emilia-Romagna Region (Italy). *Animals (Basel).* 2023;13(11):1832. DOI:10.3390/ani13111832
- Ruiz-Ripa L, Alcalá L, Simón C, Gómez P, Mama OM, Rezusta A, et al. Diversity of *Staphylococcus aureus* clones in wild mammals in Aragon, Spain, with detection of MRSA ST130- mecC in wild rabbits. *J Appl Microbiol.* 2019;127(1):284–291. DOI:10.1111/jam.14301
- Santos N, Almeida V, Gortázar C, Correia-Neves M. Patterns of *Mycobacterium tuberculosis*-complex excretion and characterization of super-shedders in naturally-infected wild boar and red deer. *Vet Res.* 2015;46(1):129. DOI:10.1186/s13567-015-0270-4
- Schoepf K, Prodingler WM, Glawischnig W, Hofer E, Revilla-Fernandez S, Hofrichter J, et al. A Two-Years' Survey on the Prevalence of Tuberculosis Caused by *Mycobacterium caprae* in Red Deer (*Cervus elaphus*) in the Tyrol, Austria. *ISRN Vet Sci.* 2012;2012:245138. DOI:10.5402/2012/245138
- Steinparzer R, Stanclova G, Bagó Z, Revilla-Fernández S, Leth C, Hofer E, et al. Generalized Tuberculosis Due to *Mycobacterium caprae* in a Red Fox (*Vulpes vulpes*) in Austria. *J Wildl Dis.* 2020;56(4):956–958. DOI:10.7589/2019-10-249

- Turner NA, Sharma-Kuinkel BK, Maskarinec SA, Eichenberger EM, Shah PP, Carugati M, et al. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*: an overview of basic and clinical research. *Nat Rev Microbiol.* 2019;17(4):203–218. DOI:10.1038/s41579-018-0147-4
- Van Buuren S, Groothuis-Oudshoorn K. mice: Multivariate imputation by chained equations in R. *J Stat Softw.* 2011;45:1–67.
- Veit P, Bilger B, Schad V, Schäfer J, Frank W, Lucius R. Influence of environmental factors on the infectivity of *Echinococcus multilocularis* eggs. *Parasitology.* 1995;110 (Pt 1):79–86. DOI:10.1017/s0031182000081075
- Wieler LH, Ewers C, Guenther S, Walther B, Lübke-Becker A. Methicillin-resistant staphylococci (MRS) and extended-spectrum beta-lactamases (ESBL)-producing *Enterobacteriaceae* in companion animals: Nosocomial infections as one reason for the rising prevalence of these potential zoonotic pathogens in clinical samples. *Int J Med Microbiol.* 2011;301(8):635–641. DOI:10.1016/j.ijmm.2011.09.009
- WOAH. Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals. Mammalian tuberculosis (infection with *Mycobacterium tuberculosis* complex). Chapter 3.1.13. Paris, Frankreich: World Organisation for Animal Health; 2022. (WOAH Terrestrial Manual 2022). no.: 3.1.13.
- Zarlenga D, Chute MB, Martin A, Kapel CM. A multiplex PCR for unequivocal differentiation of all encapsulated and non-encapsulated genotypes of *Trichinella*. *Int J Parasitol.* 1999;29(11):1859–1867. DOI:10.1016/s0020-7519(99)00107-1
- Zhang B, Bilder C, Biggerstaff B, Schaarschmidt F, Hitt B. binGroup: Evaluation and Experimental Design for Binomial Group Testing. R package Version 2.2-1. 2018 p. 2.2-3. [cited 2025 Apr 18]. Available from: <https://cran.r-project.org/web/packages/binGroup/binGroup.pdf>

Rechtsnormen

2015

Durchführungsverordnung (EU) 2015/1375 der Kommission vom 10. August 2015 mit spezifischen Vorschriften für die amtlichen Fleischuntersuchungen auf Trichinen. Amtsblatt der Europäischen Union, L212/7–34.

2020

Durchführungsbeschluss (EU) 2020/1729 der Kommission vom 17. November 2020 zur Überwachung und Meldung von antimikrobieller Resistenz bei zoonotischen und kommensalen Bakterien und zur Aufhebung des Durchführungsbeschlusses 2013/652/EU. Amtsblatt der Europäischen Union, C(2020) 7894

Please cite as:

Kuffer-Rosewick A, Glawischnig W, Wallner A, Schmoll F, Löffler J, Schneider C, Pohl B, Köberl-Jelovcan S, Ledolter A, Schleicher C, Sun H, Sattler T. Prävalenz von *Echinococcus multilocularis*, Trichinellen, Mykobakterien, Methicillin-resistenten *Staphylococcus aureus* und Extended-spectrum-Betalaktamase/AmpC *Escherichia coli* bei Füchsen in Kärnten. *Wien Tierarztl Monat – Vet Med Austria.* 2026;113:Doc12. DOI:10.5680/wtm000067

Copyright ©2026 Kuffer-Rosewick et al. This is an Open Access article distributed under the terms of the Creative Commons Attribution 4.0 License. See license information at <https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>