

Aus dem Institut für Tierhygiene und Öffentliches Veterinärwesen
der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

Zoonoseerreger bei Streicheltieren in Zoologischen Gärten in Deutschland

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des Grades eines
Doctor medicinae veterinariae (Dr. med. vet.)
durch die Veterinärmedizinische Fakultät
der Universität Leipzig

eingereicht von
Jannis Göttling
aus Braunschweig

Leipzig, 2023

Mit Genehmigung der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

Dekan: Prof. Dr. Dr. Thomas Vahlenkamp

Betreuer: Prof. Dr. Martin Pfeffer

Gutachter: Prof. Dr. Martin Pfeffer, Institut für Tierhygiene und Öffentliches Veterinärwesen,
Veterinärmedizinische Fakultät der Universität Leipzig

Prof. Dr. Alex Greenwood, Abteilung für Wildtierkrankheiten, Leibniz-Institut für
Zoo- und Wildtierforschung im Forschungsverbund Berlin e.V.

Tag der Verteidigung: 07. Februar 2023

Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung	1
2	Literaturübersicht	3
2.1	Geschichte und tiergärtnerische Bedeutung des Streichelzoos	3
2.2	Ausgewählte Zoonoseerreger bei Ziegen	4
2.2.1	Shigatoxin-bildende <i>Escherichia coli</i>	4
2.2.1.1	Erreger	4
2.2.1.2	Bedeutung bei der Ziege	5
2.2.1.3	Bedeutung beim Menschen	5
2.2.2	<i>Coxiella burnetii</i>	5
2.2.2.1	Erreger	5
2.2.2.2	Bedeutung bei der Ziege	6
2.2.2.3	Bedeutung beim Menschen	7
2.2.3	<i>Campylobacter</i> spp.	7
2.2.3.1	Erreger	7
2.2.3.2	Bedeutung bei der Ziege	8
2.2.3.3	Bedeutung beim Menschen	8
2.2.4	<i>Arcobacter</i> spp.	9
2.2.4.1	Erreger	9
2.2.4.2	Bedeutung bei der Ziege	9
2.2.4.3	Bedeutung beim Menschen	10
2.2.5	<i>Salmonella</i> spp.	10
2.2.5.1	Erreger	10
2.2.5.2	Bedeutung bei der Ziege	11
2.2.5.3	Bedeutung beim Menschen	11
2.2.6	<i>Yersinia</i> spp.	12
2.2.6.1	Erreger	12
2.2.6.2	Bedeutung bei der Ziege	12
2.2.6.3	Bedeutung beim Menschen	13

2.2.7	beta-Laktamasen mit breitem Wirkungsspektrum	13
2.2.7.1	Erreger	13
2.2.7.2	Bedeutung bei der Ziege	14
2.2.7.3	Bedeutung beim Menschen	14
2.2.8	Methicillin-resistente <i>Staphylococcus aureus</i>	15
2.2.8.1	Erreger	15
2.2.8.2	Bedeutung bei der Ziege	15
2.2.8.3	Bedeutung beim Menschen	16
2.2.9	Dermatophyten	16
2.2.9.1	Erreger	16
2.2.9.2	Bedeutung bei der Ziege	17
2.2.9.3	Bedeutung beim Menschen	17
3	Veröffentlichung	19
3.1	Stellungnahme zum Eigenanteil an den Arbeiten an der Publikation	19
3.2	Publikation	20
4	Diskussion	31
5	Zusammenfassung	35
6	Summary	37
7	Literaturverzeichnis	39
8	Danksagung	67

Abkürzungsverzeichnis

CadF	<i>Campylobacter</i> adhesin to fibronectin/ <i>Campylobacter</i> -Adhäsion zu Fibronektin
CapA	<i>Campylobacter</i> adhesion protein A / <i>Campylobacter</i> -Adhäsionsprotein A
CF	colonization factor/Kolonisationsfaktor
CLE	<i>Coxiella</i> -like endosymbionts/ <i>Coxiella</i> -ähnliche Endosymbionten
CNS	coagulase-negative staphylococci/koagulase-negative Staphylokokken
CT	Choleratoxin
d.h.	das heißt
eae	<i>Escherichia coli</i> attaching and effacing/ <i>Escherichia coli</i> -Anlagerung und Auslöschung (Gen)
EHEC	Enterohämorrhagische <i>Escherichia coli</i>
ESBL	extended-spectrum beta-lactamase/beta-Laktamase mit breitem Wirkungsspektrum
ET	exfoliatives Toxin
et al.	et alia/und andere
ETEC	Enterotoxische <i>Escherichia coli</i>
FCG	fimbrial cluster of genes/Fimbrien-Gencluster
FLI	Friedrich-Loeffler-Institut
FlpA	fibronectin-like protein A/fibronektinähnliches Protein A
Fn	Fibronektin
H	Geißelantigen H
HPI	Hochpathogenitätsinsel
HUS	hämolytisch-urämisches Syndrom
<i>IS1111</i>	insertion sequence 1111/Insertionssequenz 1111
K	Kapselantigen K
LcrV	low calcium response virulence/Virulenz als Resultat einer niedrigen Kalziumkonzentration
LCV	large cell variant/großzellige Variante
LEE	locus of enterocyte effacement/Stelle der Enterozytenauslöschung

LOS	Lipooligosaccharide
LPS	Lipopolysaccharide
LT	hitzelabiles Enterotoxin
MALDI-TOF	matrix-assisted laser desorption/ionization-time of flight/Matrix-unterstützte Laser-Desorption/Ionisation-Flugzeit
Mbp	Mega-Basenpaare
MRSA	Methicillinresistente <i>Staphylococcus aureus</i>
O	Oberflächenantigen O
PCR	polymerase chain reaction/Polymerasekettenreaktion
PEI	Paul-Ehrlich-Institut
pers. Beob.	persönliche Beobachtung
pH	Potentia hydrogenii/Potenzial des Wasserstoffs
PSM	phenol-soluble modulins/phenollösliche Moduline
pYV	plasmid of <i>Yersinia virulence</i> / <i>Yersinia</i> -Virulenzplasmid
qPCR	quantitative polymerase chain reaction/quantitative Polymerasekettenreaktion
RKI	Robert Koch-Institut
rtPCR	real-time polymerase chain reaction/Echtzeit-Polymerasekettenreaktion
SAg	Superantigen
SCV	small cell variant/kleinzellige Variante (in Bezug auf <i>Coxiella burnetii</i>)
SCV	<i>Salmonella</i> -containing vacuole/ <i>Salmonella</i> -beinhaltende Vakuole (in Bezug auf <i>Salmonella</i>)
SIG	<i>Staphylococcus-intermedius</i> -Gruppe
SPI1	<i>Salmonella</i> pathogenicity island 1/ <i>Salmonella</i> -Pathogenitätsinsel 1
SPI1	<i>Salmonella</i> pathogenicity island 2/ <i>Salmonella</i> -Pathogenitätsinsel 2
spp.	species pluralis/mehrere Arten
ssp.	subspecies
ST	hitzestabiles Enterotoxin
STEC	Shigatoxin-produzierende <i>Escherichia coli</i>
Stx1	Shigatoxin 1
Stx2	Shigatoxin 2

TLR	toll-like receptor/Toll-like-Rezeptor
T3SS	Typ-3-Sekretionssystem
T4SS	Typ-4-Sekretionssystem
u.a.	unter anderem
v.a.	vor allem
VBNC	viable but not culturable/lebensfähig, aber nicht kultivierbar
Vi	Virulenz-Antigen
VTEC	Verotoxin-bildende <i>Escherichia coli</i>
Ybt	Yersiniabactin
Yop	<i>Yersinia</i> outer protein/ <i>Yersinia</i> -Außenprotein
z.B.	zum Beispiel
ZIMS	Species360 Zoological Information Management System

1 Einleitung

Zoobesuche bieten ein positives emotionales Erlebnis (CLAYTON et al. 2009). Die Attraktivität eines Zoogeheges wächst in dem Maße, in dem die wahrgenommene Distanz zwischen Tier und Besucher fällt (SALZERT 2016). Die vollständige Auflösung der Barriere zwischen Tier und Betrachter erzielt die besten Ergebnisse (PRICE et al. 1994). Eine beachtliche Anzahl an Studien, die positive Gesundheitseffekte durch den Besitz von Haustieren bei ihren Besitzern nachweisen, haben BARKER et al. (2003) schon vor fast zwei Jahrzehnten zusammengetragen. In diesem Kontext wurden sowohl Wirkungen auf individueller Ebene (z.B. BECK & MEYERS 1996) als auch in Bezug auf die Gesamtgesellschaft (WOOD et al. 2005) festgestellt. Ein vergleichbarer Zusammenhang wurde auch bei Besuchern eines Schauaquariums festgestellt, nachdem sie einen „touch pool“ (ein oben offenes Aquarium, in das die Gäste hineingreifen dürfen) besichtigt hatte (SAHRMANN et al. 2015). Diese Faktoren zeigen auf, dass ein Streichelzoo als wertvolles Mittel für Zoologische Gärten gesehen werden kann, um den Besuchern ein starkes, nachhaltiges Tiererlebnis zu bieten und damit auch die von ihnen im Rahmen der World Zoo and Aquarium Conservation Strategy (BARONGI et al. 2015) formulierten und der EU-Richtlinie 1999/22/EG geforderten Ziele in den Bereichen Bildung und Artenschutz umzusetzen.

Kleine Wiederkäuer sind in Zoos in Deutschland die am häufigsten für den direkten Besucherkontakt eingesetzte Tiergruppe für den direkten Besucherkontakt. Bedauerlicherweise können sie Träger von zoonotischen Krankheitserregern sein (SMITH & SHERMAN 2009). Krankheitsausbrüche beim Menschen wurden in der Vergangenheit, wie im Folgenden dargelegt, mit dem Besuch von Streichelzoos in Zusammenhang gebracht.

Am häufigsten sind hier Shigatoxin-produzierende *Escherichia coli* (STEC) insbesondere mit dem Serotyp O157:H7 in Erscheinung getreten, der für eine große Zahl an Ausbrüchen bei Besuchern nach Kontakt mit infizierten Ziegen, Schafen und Rindern dokumentiert wurde (ALELIS et al. 2009, CRUMP et al. 2002, DURSO et al. 2005, GOODE et al. 2009, HEUVELINK et al. 2002, MØLLER-STRAY et al. 2012). Seltener, aber im Falle ihres Auftretens umso beeindruckender aus epidemiologischer Sicht, sind durch Wiederkäuer ausgelöste Q-Fieber-Ausbrüche (HACKERT et al. 2012, WHELAN et al. 2012). In einem Fall bei Soest im Jahr 2003 konnten fast 300 Infektionen mit *Coxiella burnetii* beim Menschen auf ein einziges Mutterschaf, das als *super-spreader* wirkte, zurückgeführt werden

(PORTEN et al. 2006). *Campylobacter* spp. wurden in bei kleinen Wiederkäuern in hohen Prävalenzen festgestellt (PINTAR et al. 2015) und agierten in einigen Fällen auch als Überträger bei menschlichen Infektionen (TAYLOR et al. 2013). Ein beachtlicher Anteil der kleinen Wiederkäuer in Nutztierhaltungen in Belgien ist Träger von *Arcobacter* spp. (DE SMET et al. 2011). LEJEUNE & DAVIS (2004) trugen Ausbrüche von *Escherichia coli* und dem hier nicht näher behandelten Einzeller *Cryptosporidium parvum* mit epidemiologischen Verbindungen zu Streichelzoos zusammen, nannten aber auch einige Fälle, bei denen *Salmonella enterica* eine Rolle spielte. Auch wenn die wichtigste Ursache für Yersiniose beim Menschen in Deutschland kontaminiertes Schweinefleisch ist (ROSNER et al. 2010), können auch Ziegen asymptomatische Träger von *Yersinia* spp. sein (SMITH & SHERMAN 2009). Einen Trägerstatus beschreiben SMITH & SHERMAN (2009) bei kleinen Wiederkäuern auch für Dermatophyten.

Eine wachsende Bedrohung für die Gesundheit sowohl von Menschen als auch von Tieren stellen Resistenzen gegen antibiotische Wirkstoffe dar (COURVALIN 2016). Die Präsenz der gleichen resistenten Bakterienstämme und restenzvermittelnden Plasmide in Menschen und Nutztieren ist gut dokumentiert und ein Austausch zwischen beiden Gruppen wurde wiederholt vermutet (LIU et al. 2016, TEUBER 2001, WOOLHOUSE et al. 2015). Sowohl *Enterobacteriaceae*, die beta-Lactamasen mit breitem Wirkungsspektrum (ESBL) produzieren (BRADFORD 2001), als auch methicillinresistente *Staphylococcus aureus* (MRSA) (AUGUSTINO et al. 2017) sind Grund zur Sorge. Bei MRSA sind epidemiologische Zusammenhänge zwischen ihrem Vorkommen bei Nutztieren und Infektionen beim Menschen beschrieben (KÖCK et al. 2014) und direkte Übertragungen von Ziegen auf Menschen in Mitteleuropa dokumentiert (LONCARIC et al. 2013). Ähnliche Beobachtungen wurden in Deutschland auch für Personen mit Kontakt zu Rindern, Schweinen und Geflügel gemacht, welche als Träger von ESBL-produzierenden *Escherichia coli* identifiziert wurden, (DAHMS et al. 2019). In Israel wurden ESBL-Träger bei Streicheltieren in hoher Prävalenz beobachtet (SCHNAIDERMAN-TORBAN et al. 2019). Eine Studie aus Süddeutschland mit 28 Ziegen und 20 Schafen konnte eine sehr hohe STEC-Prävalenz und auch *Campylobacter* spp. sowie *Staphylococcus* spp. nachweisen, wohingegen *Salmonella* spp. und *C. burnetii* fehlten (SCHILLING et al. 2012).

Ziele der vorliegenden Arbeit war die Bestimmung der Präsenz von ausgewählten zoonotischen Organismen in einer größeren Stichprobe klinisch gesunder Ziegen mit direktem Besucherkontakt in verschiedenen Zoos in Deutschland.

2. Literaturübersicht

2.1 Tiergärtnerische Bedeutung des Streichelzoos

Ein Zoobesuch kann ein positives emotionales Erlebnis darstellen (CLAYTON et al. 2009). Ziel bei der Gestaltung moderner Zoos ist es u.a., die Gäste soweit wie möglich in die Anlage zu integrieren, Gehegebarrieren unauffällig und gefällig zu realisieren und den Fokus auf die Begegnung mit dem Tier auszurichten (VAN VLIET 2015). Bereits die Präsentation von Tieren in naturnahen Anlagen mit immersiven Anlagenbegrenzungen haben positive Auswirkungen auf die Stressparameter der Besucher:innen (COOLMAN et al. 2020). Gerade die wahrgenommene Distanz zum betrachteten Tier macht einen wesentlichen Teil der Attraktivität einer Zooanlage aus (SALZERT 2016). Begehbare Anlagen mit der realen oder zumindest theoretischen Möglichkeit zu einer Interaktion mit dem gezeigten Tier sind besonders wirkungsvoll (PRICE et al. 1994). Solche Interaktionen schlagen sich in der Gesamtbewertung des Zoos durch den Besucher nieder (WOODS 2015). Die beruhigenden Effekte realer Berührungen zwischen Mensch und Tier sind ganz grundsätzlich für Menschen (ECKSTEIN et al. 2020), aber auch im Besonderen für an Besucherinteraktionen beteiligte Zootiere nachgewiesen (WHITEHOUSE-TEDD et al. 2022). Positive Effekte auf Kreislaufparameter bei den Besuchern eines Schauaquariums mit „touch pools“ wurden von SAHRMANN et al. (2016) beschrieben. „Touch pools“ sind jedoch nicht die häufigste Form einer direkten Mensch-Tier-Interaktion im Zoo.

Wenngleich im Zoo Berlin bereits 1937 ein „Haustierhof“ als „anziehende Begegnungsstätte zwischen Kindern und Tieren“ eröffnet wurde (KLÖS et al. 1994), ordnen DITTRICH und RIEKE-MÜLLER (1990), aber auch NOGGE (2021), die Einrichtung einer „Streichelwiese“ im Zoo Hannover 1973 als Ausgangspunkt für die Entwicklung dieses tiergärtnerischen Präsentationsprinzips in Europa ein. Sie sehen es als Reaktion auf die allgemeinen Fütterungsverbote für Besucher:innen, die in den Zoos der Nachkriegszeit nach und nach eingeführt wurden. Bereits in dieser Anlage waren Ziegen die wichtigste Tierart, bereits damals wurde die herausragende Bedeutung der körperlichen Nähe verstanden und bereits damals fanden Aspekte zum Tierwohl besondere Aufmerksamkeit (DITTRICH et al. 1973). Neuere Untersuchungen konnten keine negativen Auswirkungen auf Ziegen in solchen Haltungssystemen feststellen (FARRAND et al. 2014, RAMONT et al. 2021). Geeignete Rückzugsmöglichkeiten für die Tiere ermöglichen auch den Besucher:innen ein angenehmeres Tiererlebnis (ANDERSON et al. 2002). Das internationale Verwaltungssystem für Zootierbestände Species360 Zoological Information Management System (ZIMS) weist für europäische Tiergärten über 184 Einrichtungen mit 2.069 Ziegen ohne Rassezuordnung und weitere 141 Einrichtungen mit

1.533 Westafrikanischen Zwergziegen, der häufigsten Rasse in Streichelzoos, aus (ZIMS 2022).

2.2 Ausgewählte Zoonoseerreger bei Ziegen

2.2.1 Shigatoxin-bildende *Escherichia coli*

2.2.1.1 Erreger

Escherichia coli ist ein gram-negatives stabförmiges Bakterium, das den *Enterobacteriaceae* zugeordnet wird (MCVEY et al. 2013). Es tritt als bedeutender Teil der intestinalen Normalflora bei einer Vielzahl verschiedener Wirbeltierarten auf (FOSTER-NYARKO und PALLEEN 2022) und ist gleichzeitig einer der bedeutendsten Modellorganismen in den Lebenswissenschaften (BLOUNT 2015). Auch wenn im Verhältnis von Wirt und Bakterium viele Aspekte, die zur Pathogenese beitragen, nicht restlos geklärt sind (CONWAY und COHEN 2015), ist die Bedeutung einer Reihe von Pathogenitätsfaktoren gut belegt (KAPER et al. 2004). Neben Lipopolysacchariden (LPS) (KARPMAN et al. 1997) und Adhäsinen (MCWILLIAMS und TORRES 2015) einschließlich mehrerer Kolonisationsfaktoren (CF) und Genprodukten der Pathogenitätsinsel LEE wie dem durch *eae* kodierten Intimin (SCHMIDT 2010), sind vor allem Enterotoxine wie das hitzelabile Enterotoxin (LT), das mit dem Cholera toxin (CT) homolog ist, und auch eine Reihe hitzestabiler Enterotoxine (ST) (FLECKENSTEIN und KUHLMANN 2019) an der Krankheitsentstehung beteiligt. Träger der letztgenannten Produkte, die in starkem Synergismus mit Kolonisationsfaktoren wirken, werden als Enterotoxische *Escherichia coli* (ETEC) bezeichnet (ISIDEAN et al. 2011). Eine herausgehobene Rolle spielen die beiden antigenetisch nicht kreuzreagierenden Shigatoxine Stx1 und Stx2 mit ihren Varianten (MELTON-CELSA 2014), die zytotoxische (SANDVIG und VAN DEURS 1996) und proinflammatorische (BRIGOTTI et al. 2007) Effekte haben. Die mit *E. coli* nahe verwandte *Shigella dysenteriae* bildet sehr ähnliche Shigatoxine und war auch ihr Namensgeber (JOHANNES und RÖMER 2010). Dieselben Autoren gehen ausführlich auf die synonyme Verwendung des Begriffs Verotoxin ein, die im Namen Verotoxin-produzierende *Escherichia coli* (VTEC) für die entsprechenden Organismen resultiert. Aktuell konkurrieren die Bezeichnungen Shigatoxin-produzierende *Escherichia coli* (STEC) und Enterohämorrhagische *Escherichia coli* (EHEC). An dieser Stelle wird im Einklang mit den Falldefinitionen des Robert Koch-Instituts STEC für die Bildner dieses Toxins verwendet, während EHEC den STEC vorbehalten bleibt, die bei erkrankten Menschen isoliert wurden (RKI 2019). Eine Unterscheidung von Isolaten kann serologisch anhand des Oberflächenantigens O, des Kapselantigens K und des Geißelantigens H erfolgen (ØRSKOV und ØRSKOV 1992).

2.2.1.2 Bedeutung bei der Ziege

ETEC treten als Durchfallerreger bei Ziegenlämmern in Erscheinung, wobei das Adhäsion K99 bei den Isolaten erkrankter Tiere besonders prominent ist (NAGY und FEKETE 1999). STEC lassen sich bei erkrankten Tieren nicht häufiger als bei gesunden Tieren nachweisen (MUÑOZ et al. 1996), sodass Ziegen wie andere Wiederkäuer auch als asymptomatische Träger dienen können (BEUTIN et al. 1993). Ihre hohe Prävalenz in Ziegenbeständen in Deutschland wurde mehrfach dokumentiert (ZSCHÖCK et al. 2000, SCHILLING et al. 2012); ein Bild, das sich in anderen Teilen der Welt nicht anders darstellt (z.B. VU-KHAC und CORNICK 2008, OLIVEIRA et al. 2008, MALAHLELA et al. 2022). Neben Rindern sind auch kleine Wiederkäuer wichtige Träger des besonders humanpathogenen STEC-Serotyps O157:H7 (LA RAGIONE et al. 2008).

2.2.1.3 Bedeutung beim Menschen

Beim Menschen spielen extraintestinale *Escherichia coli*-Infektionen etwa in Form von Wund-, Harnwegs- oder Atemwegsinfektionen, aber auch als wichtige Erreger neonataler Meningitiden eine Rolle (RUSSO und JOHNSON 2003). Auch STEC können in Form des hämolytisch-uräemischen Syndroms (HUS) schwere extraintestinale Wirkungen haben: Aus dem Darmlumen austretendes Shigatoxin (v.a. Stx2) führt zu Endothelschäden mit Mikrothrombenbildung, die wiederum mit einem Nierenversagen einhergehen kann (PETRUZIELLO-PELLEGRINI und MARSDEN 2012). Breitere Bekanntheit erlangte die EHEC-Problematik im Rahmen eines O104:H4-Ausbruchs in Deutschland im Jahr 2011, bei dem vermutlich kontaminierte Sprossen die Ursache waren (BEUTIN und MARTIN 2012, BUCHHOLZ et al. 2011). Der Serotyp O157:H7 ist für die Mehrheit der klinisch apparenten EHEC-Fälle verantwortlich und wird ebenfalls primär über kontaminierte tierische, wie auch pflanzliche Lebensmittel übertragen (FERENS und HOVDE 2011). Die Zahl der dokumentierten Ausbrüche durch den direkten Kontakt mit Wiederkäuern ist nichtsdestotrotz beachtlich (ALELIS et al. 2009, CRUMP et al. 2002, DURSO et al. 2005, GOODE et al. 2009, HEUVELINK et al. 2002, MØLLER-STRAY et al. 2012). In Deutschland wurden zwischen 2016 und 2020 im Median 1.877 EHEC-Fälle und in den Jahren 2019 und 2020 73 bzw. 60 HUS-Fälle gemeldet (RKI 2021).

2.2.2 *Coxiella burnetii*

2.2.2.1 Erreger

Der Erreger des Q-Fiebers, *Coxiella burnetii*, ist ein obligat intrazelluläres gram-negatives Bakterium aus der Ordnung Rickettsiales (SHAW und VOTH 2019). Die Genomgröße ist mit etwa 2 Mbp relativ

groß und zeigt vergleichsweise wenige Reduktionserscheinungen im Vergleich zu Bakterien mit ähnlicher Ökologie (SESHADRI et al. 2003). Es existiert ein sporenähnliches Umweltstadium (SCV) und eine reproduzierende, morphologisch deutlich abweichende intrazelluläre Variante (LCV) in den Makrophagen des Wirtes (HEINZEN et al. 1999). Das Bakterium überlebt dank zahlreicher Adaptationen in einer Vakuole (CCV), die aus einem gereiften Phagosom mit seinem extrem sauren Milieu gebildet wird, und verhindert die Apoptose der Wirtszelle (CORDSMEIER et al. 2019). Neben LPS wirkt auch das Transportersystem T4SS, das über 100 verschiedene Substrate aus der Bakterienzelle ins Wirtszytosol transportiert, als Pathogenitätsfaktor (VAN SHAIK et al. 2013). Die Resistenz gegenüber chemischen und thermischen Noxen ist groß und bei Raumtemperatur in 10 %iger Kochsalzlösung sogar über eine Dauer von 180 Tagen dokumentiert (HEINZEN et al. 1999). Die lange unmögliche Kultur in zellfreien Kulturmedien gelingt inzwischen unter großem Aufwand, ersetzt jedoch nicht die PCR, die in der Regel mit dem Insertionselement *IS1111* als Target durchgeführt wird (MORI et al. 2017). MORI et al. (2017) weisen auch auf ein mögliches Vorkommen dieser Zielsequenz bei *Coxiella*-ähnlichen Endosymbionten (CLE) in Arthropoden hin. Auch an anderer Stelle wird auf die nähere Untersuchung der lange postulierten Übertragung durch Zecken gedrängt (KÖRNER et al. 2021), wobei zumindest die transstadiale Übertragung von Zecke zu Zecke bei der in Mitteleuropa häufigen *Ixodes ricinus* gesichert ist (KÖRNER et al. 2020). Der gut gesicherte aerogene Übertragungsweg kommt mit sehr geringen Infektionsdosen aus (JONES et al. 2006). Das Wirtsspektrum von *Coxiella burnetii* umfasst zahlreiche plazentale Säugetiere (GONZALEZ-BARRIO und RUIZ-FONS 2018), Beuteltiere (COOPER et al. 2013) und Vögel (EBANI und MANCIANTI 2022).

2.2.2.2 Bedeutung bei der Ziege

Auch wenn *Coxiella burnetii* meistens keine klinischen Symptome bei Ziegen auslöst, kann es insbesondere bei weiblichen Tieren zu Erkrankungen des Reproduktionstrakts einschließlich Aborten kommen (VAN DEN BROM et al. 2015). Gerade in solchen Fällen kann der Erreger in großen Mengen in Lochien, Milch und Kot ausgeschieden werden (ARRICAU BOUVERY et al. 2003). Chronische Infektionen sind möglich (BERRI et al. 2007). Auch wenn Schafe häufiger als Quelle für humane Infektionen angegeben werden (KOEHLER et al. 2019), ist *Coxiella burnetii* häufiger in Schafsbetrieben präsent, in denen auch Ziegen gehalten werden (WOLF et al. 2020). Eine Reduktion der Ausscheidung lässt sich durch eine Schutzimpfung erzielen (HOGERWERF et al. 2011). Eine inaktivierte Vakzine ist unter dem Handelsnamen „Coxevac“ ist für Ziegen zugelassen (PEI 2015). Die antibiotische Behandlung mit Oxytetracyclin zeitigte bei natürlich infizierten Ziegen keinen Erfolg

(SZYMANSKA-CZERWINSKA und NIEMCZUK 2012).

2.2.2.3 Bedeutung beim Menschen

Die bedeutendsten Manifestationen beim Menschen sind fiebrige Erkrankungen, Pneumonien und Hepatitiden (MARRIE 2003). Daneben kommen verbreitet chronische Fatigue-Syndrome (MARMION et al. 2009), Endokarditiden (STEIN und RAOULT 1995), aber auch asymptomatische Verläufe vor, wie hohe Seroprävalenzen verdeutlichen (BACCI et al. 2012). KÖHLER et al. (2019) geben eine Übersicht über dokumentierte Infektionswege: Es kommen Mensch-zu-Mensch-Übertragungen und Laborinfektionen vor, im Vordergrund stehen jedoch orale oder aerogene zoonotische Infektionen, bei denen Wiederkäuer in der überwiegenden Zahl der Fälle als Quelle identifiziert wurden; weiterhin werden Zecken diskutiert. Gerade auf aerogenem Weg sind spektakuläre Ausbrüche möglich (z.B. HACKERT et al. 2012, WHELAN et al. 2012). In einem außergewöhnlichen Fall wurden nahezu 300 Personen durch ein einziges Mutterschaf auf einem Landwirtschaftsmarkt infiziert (PORTEN et al. 2006). Im Median wurden in den Jahren zwischen 2016 und 2020 in Deutschland 150 Fälle registriert (RKI 2021).

2.2.3 *Campylobacter* spp.

2.2.3.1 Erreger

Die Gattung *Campylobacter* umfasst 27 Arten mit acht Unterarten gram-negativer, stabförmiger Bakterien, die alle an tierische Wirte gebunden und mikroaerophil sind (NGULUKUN 2017). Ursprünglich zur Gattung *Vibrio* gezählt, werden viele traditionell zugeordnete Arten inzwischen in *Helicobacter* und *Arcobacter* separat geführt. Die einzelnen Arten unterscheiden sich zum Teil deutlich in ihrer Affinität zu verschiedenen Wirten (NGULUKUN 2017). Neben der gastrointestinalen Infektion ist für zahlreiche Säugetiere auch eine Besiedlung des Genitaltrakts bekannt, die mit Aborten einhergehen kann (LI et al. 2022). Für *Campylobacter jejuni* ist die Infektion der Darmzellen und die Transmigration an die basolaterale Zellseite gut untersucht. Die von Ihnen mediierte Alteration stellt mindestens für diese Art und dieses Gewebe den vermutlich bedeutendsten Pathomechanismus dar (BACKERT et al. 2013). Bei der Zellinvasion spielen die Adhäsine CadF und FlpA, die beide eine Affinität zu Fibronectin (Fn) zeigen, eine besondere Rolle (RUBINCHIK et al. 2012). Der Vorgang wird auch durch die Variation der Lipooligosaccharide (LOS) der bakteriellen Kapsel beeinflusst (GUERRY et al. 2001), welche durch die Temperatur (SEMCHENKO et al. 2010) beeinflusst wird und sich auch im Laufe der Infektion abspielt (PRENDERGAST et al. 2004). Das

Adhäsion CapA scheint zumindest bei Hühnern eine Bedeutung bei der Persistenz zu haben (ASHGAR et al. 2007). Chronische Infektionen gehen bei Mäusen mit einer längerfristigen Aktivierung des Immunsystems einher (HEIMESAAT et al. 2013) und auch ohne gastrointestinale Symptome kommt es zu einer Wachstumseinbuße bei Hühnern (LEE et al. 2013). Eine Resistenz gegen Fluorchinolone und auch gegen Makrolide ist weit verbreitet (LUANGTONGKUM et al. 2009), aber auch die Situation bei weiteren Antibiotikaklassen, insbesondere Tetracyklinen, wird schwieriger (WIECZOREK und OSEK 2013). Die Tenazität wird zwar in der Regel als niedrig eingeschätzt, allerdings können *Campylobacter*-Zellen in der Umwelt in eine kokkoide Form übergehen, die überlebensfähig, aber nicht kultivierbar ist (VBNC) und sowohl zur Infektion als auch zur klinischen Erkrankung führen kann, wodurch die Bewertung erschwert wird (MURPHY et al. 2006).

2.2.3.2 Bedeutung bei der Ziege

Während der Forschungsfokus zum Vorkommen von *Campylobacter* spp. bei Ziegen deutlich in Richtung Lebensmittelproduktion weist und damit ein globales Problem verdeutlicht (ASUMING-BEDIAKO et al. 2014, CORTES et al. 2006, LAZOU et al. 2014, NISAR et al. 2018), fehlen aktuelle Berichte zu klinischen Erkrankungen bei dieser Tierart. Bei Schafen wurde ein gastrointestinales Krankheitsbild in Australien und Neuseeland unter dem Begriff „winter scours“ mit *Campylobacter* spp. in Zusammenhang gebracht (z.B. noch von GANTER 2018), bei dem jedoch vermutlich *Yersinia* spp. von größerem Stellenwert ist (STANGER et al. 2018). Die Bedeutung von *Campylobacter jejuni* und *Campylobacter fetus* ssp. *fetus* als Aborterreger beim Schaf ist unbestritten, liegt aber bei der Ziege nicht auf vergleichbarem Niveau (MENZIES 2011). Als asymptomatische Träger treten Ziegen durchaus regelmäßig in Erscheinung, wenn auch in niedrigerer Prävalenz als z.B. Schweine oder Geflügel (ROSSLER et al. 2019).

2.2.3.3 Bedeutung beim Menschen

Campylobacter coli und *Campylobacter jejuni* sind die bedeutendsten gastrointestinalen Pathogene beim Menschen (MAN 2011). Weitere Arten werden sporadisch nachgewiesen (NGULUNKUN 2013). Eine humane *Campylobacter*-Infektion manifestiert sich primär als meist unkomplizierte, akute Enteritis, kann aber in der Folge ein Guillain-Barré-Syndrom, eine reaktive Arthritis und evtl. auch chronische Darmerkrankungen auslösen (BACKERT et al. 2013). In diesem Zusammenhang ist die Bedeutung von Bakteriämien nicht vollständig klar (LOUWEN et al. 2012). Als Auslöser werden zwar Lebensmittelinfektionen und hier besonders die Handhabung von rohem Geflügelfleisch als

besonders wichtig angesehen (BUTZLER 2004), aber auch der Kontakt mit tierischen Ausscheidungen kann eine Infektionsquelle darstellen (RUKAMBILE et al. 2019). Auf eine zoonotische Infektion folgende Übertragungen von Mensch zu Mensch wurden beschrieben (GAUDREAU et al. 2015). Modellierungen weisen auch Streichelzoos eine epidemiologische Bedeutung zu (EVERS et al. 2014). Die Fallzahlen in Deutschland sind in den vergangenen Jahren etwas zurückgegangen, lagen im Median zwischen 2016 und 2020 bei 69.481 Infektionen und machen *Campylobacter* spp. zu den häufigsten meldepflichtigen Durchfallerregern (RKI 2021).

2.2.4 *Arcobacter* spp.

2.2.4.1 Erreger

Die Gattung *Arcobacter* wurde für die *Campylobacter*-Arten, die auch unter aeroben Bedingungen wachsen, aufgestellt (VANDAMME et al. 1991). Aktuell gibt es Bemühungen, die Gattung weiter aufzuteilen (PÉREZ-CATALUÑA et al. 2018), was jedoch von anderer Seite für die inzwischen 31 Arten abgelehnt wird (ON et al. 2021). Die Pathogenitätsmechanismen dieses Durchfallerregers sind weniger gut verstanden als bei vielen anderen Bakterien, wobei im Vergleich mit *Campylobacter* spp. eine Reihe konservierter Virulenzgene auffällt (DOUIDAH et al. 2011). FERREIRA et al. 2016 können in einer ausführlichen Übersicht im Wesentlichen genetische Vergleiche mit *Campylobacter* spp. und phänotypische Untersuchungen zu Adhäsion und Zytotoxizität zusammentragen, welche ähnliche Mechanismen wie bei der Schwestergattung vermuten lassen. Resistenzen gegen beta-Laktam-Antibiotika sind häufig und auch in Bezug auf Fluorchinolone, Makrolide, Aminoglykoside und Tetrazykline nicht selten (FERREIRA et al. 2019). Das Wirtsspektrum ist breit; neben Säugetieren und Vögeln können auch Reptilien infiziert werden (GILBERT et al. 2019). Experimentell führt die Inokulation des humanpathogenen *Arcobacter butzleri* bei Fischen zu histopathologischen Veränderungen (AÇIK et al. 2016). Genannte Art wurde selbst bei Muscheln in hoher Prävalenz gefunden (MOTTOLA et al. 2016).

2.2.4.2 Bedeutung bei der Ziege

Während asymptomatische Infektionen gut bekannt sind (z.B. DE SMET et al. 2011 und SHAH et al. 2011), fehlen Berichte zu durch *Arcobacter* spp. ausgelöste Erkrankungen bei Ziegen. Bei Rindern (DI BLASIO et al. 2019) und Schafen (BATH et al. 2013) gelang allerdings der Nachweis in Abortmaterial.

2.2.4.3 Bedeutung beim Menschen

Beim Menschen stehen klinisch Enteritiden mit oder ohne Durchfall und Bakteriämien im Vordergrund, wobei auch inapparente Verläufe beschrieben sind (COLLADO und FIGUERAS 2011). Am bedeutendsten ist die Art *Arcobacter butzleri* (CHIEFFI et al. 2020). CHIEFFI et al. (2020) führen zahlreiche Studien auf, in denen neben dem Nachweis auf tierischen auch die Detektion auf pflanzlichen Lebensmitteln gelang und bewerten den Infektionsweg über Lebensmittel als den mit Abstand wichtigsten. Infektionen mit *Arcobacter* spp. sind in Deutschland nicht meldepflichtig.

2.2.5 *Salmonella* spp.

2.2.5.1 Erreger

Die gram-negativen Stäbchen der Gattung *Salmonella* werden nach einer der komplexesten Nomenklaturen in den Biowissenschaften eingeteilt, die weiterhin Gegenstand von Diskussionen ist (TINDALL et al. 2005, CHATTAWAY et al. 2021). Aktuell werden diesem Vertreter der *Enterobacteriaceae* in der Regel zwei Arten, *Salmonella enterica* und *Salmonella bongori*, zugeordnet, wobei erstere sechs Unterarten einschließlich der mit Abstand meisten pathogenen Formen (inklusive der Unterart *Salmonella enterica* ssp. *enterica* mit den meisten Warmblüterpathogenen) umfasst (RYAN et al. 2017). Nach dem mehrfach modifizierten Kauffmann-White-Le Minor-System können anhand des Oberflächenantigens O, des Flagellenantigens H und des Kapselantigens Vi über 2.600 Serovare angesprochen werden, deren Namen recte und nicht kursiv hinter den vollständigen Namen oder in Kurzform hinter den Gattungsnamen gefügt werden (RYAN et al. 2017). Mindestens 38 Fimbrien-Gencluster (FCG) sind je nach Serovar auf unterschiedlichen Wegen an der Adhäsion beteiligt (REHMAN et al. 2019). In der Folge werden über das von den beiden Pathogenitätsinseln SPI1 und SPI2 kodierte Typ-3-Sekretionssystem (T3SS) Effektorproteine in die Wirtszelle transferiert, welche über eine Modifikation des Aktinskeletts eine Kräuselung der apikalen Membran und schließlich eine Zellinvasion erwirken (GUINEY & LESNICK 2004). Offensichtlich ist die Interaktion mit dem Immunsystem des Wirtes unabdingbar für diesen Prozess, da dem Bakterium die Bildung einer intrazellulären Vakuole (SCV) bei Mäusen mit TLR-Knock-out nicht möglich ist (ARPAIA et al. 2011). Inzwischen ist wie bei wenigen anderen Pathogenen auch deutlich, dass die Auseinandersetzung mit dem Wirtsmikrobiom einen großen Faktor bei der Pathogenese darstellt (ROGERS et al. 2021). Neben dem Auftreten von beta-Laktamasen bereiten Resistenzen gegen Tetracykline, Chloramphenicol, Aminoglykoside und ganz besonders Fluorchinolone Probleme (HUR et al. 2012). Es sind neben wirtsspezifischen auch wirtsunspezifische

Serovare, wie *Salmonella* Enteritidis und *Salmonella* Typhimurium, zu unterscheiden, die eine Vielzahl von Vögeln und Säugetieren befallen können (BÄUMLER et al. 1998). Reptilien verfügen über ein großes Spektrum spezifischer Serovare, die eine niedrigere Temperaturpräferenz aufweisen (PEDERSEN et al. 2008). Die Situation bei Amphibien ist wenig bekannt. RIBAS und POONLAPDEPHA (2017) konnten allerdings für Thailand eine hohe Prävalenz von verschiedenen *Salmonella* spp. bei Fröschen nachweisen. Auch bei Fischen und Wirbellosen treten Salmonelleninfektionen auf (HEINITZ et al. 2000).

2.2.5.2 Bedeutung bei der Ziege

Während bisweilen das Serovar *Salmonella* Abortusovis mit Ziegen in Zusammenhang gebracht wird (PUGH und BAIRD 2012), stellt es bei dieser Tierart eher eine Ausnahme dar und ist eindeutig an Schafe adaptiert, bei denen es insbesondere als Aborterreger in Erscheinung tritt (AMAGLIANI et al. 2022). Die Prävalenz ist insgesamt niedriger als bei anderen Haussäugetieren und am häufigsten nachgewiesen ist kein adaptiertes Serovar sondern *Salmonella* Typhimurium (THOMAS et al. 2020). Klinisch äußert sich die Infektion, soweit überhaupt Symptome auftreten, mit akutem selbstlimitierendem Durchfall (PUGH und BAIRD 2012). Im europäischen Kontext bleiben Prävalenzstudien oft ohne Nachweis (z.B. CORTÉS et al. 2006, SCHILLING et al. 2012).

2.2.5.3 Bedeutung beim Menschen

Die humanadaptierten Serovare *Salmonella* Typhi und *Salmonella* Paratyphi A, B und C, die beim Menschen oftmals systemische Infektionen auslösen, stellen insbesondere in Entwicklungsländern ein wichtiges Gesundheitsproblem dar (BHAN et al. 2005). Durch die sich verschlechternde Resistenzlage gewinnt die Impfung an Bedeutung (BHAN et al. 2005). Diese Option steht bei den nicht-humanadaptierten Formen, die ebenfalls mit zunehmenden Resistenzen auffallen, aber zumeist gastrointestinale Symptome auslösen, nicht zur Verfügung (RABSCH et al. 2001). In Deutschland waren sie in den Jahren 2016 bis 2020 im Median mit 13.696 Fällen um Größenordnungen prävalenter als die *Salmonella*-Paratyphi-Serovare mit 36 oder *Salmonella* Typhi mit 60 jeweils zumeist importierten Infektionen (RKI 2021). Diese Zahl ist dennoch geringer als in früheren Jahren, was Ausdruck einer erfolgreichen Bekämpfungsstrategie innerhalb der Nutztierbestände der EU in den Jahren ab 2003 ist, da auch dieses Bakterium in der Regel über Lebensmittel übertragen wird (HUGAS und BELOEIL 2014). Im Zusammenhang mit Kontakttieren im Zoo sind Ausbrüche durch reptilienassoziierte Salmonellen beschrieben, womit unterstrichen wäre,

dass auch nach Kontakt mit diesen Tieren die üblichen Hygienemaßnahmen eingehalten werden müssen (FRIEDMAN et al. 1998).

2.2.6 *Yersinia* spp.

2.2.6.1 Erreger

Die Gattung *Yersinia* umfasst aktuell 18 Arten, von denen neben dem Fischpathogen *Y. ruckeri* und dem Erreger der Pest *Y. pestis* in der Veterinärmedizin vor allem *Y. pseudotuberculosis* und *Y. enterocolitica* in Erscheinung treten (FREDRIKSSON-AHOMAA et al. 2018). Die biochemische Differenzierung erfährt bisher noch eine größere Bedeutung als bei anderen Vertretern der *Enterobacteriaceae* und gerade die enge Verwandtschaft zwischen *Y. pseudotuberculosis*, *Y. pestis* und einigen apathogenen Arten erschwert die Anwendung molekularer Methoden (FREDRIKSSON-AHOMAA et al. 2018). Wie auch *Salmonella* spp. verfügen säugetierpathogene Yersinien über ein Typ-3-Sekretionssystem (T3SS), das allerdings zusammen mit seinen Effektorproteinen Yop (mehrere Typen) und LcrV auf einem Virulenzplasmid (pYV) kodiert ist (MOORMAN und COHEN 2021). Sie können zwischen einer extrazellulären und intrazellulären Lebensweise wechseln, wobei während der Pathogenese vor allem die Persistenz in Makrophagen wichtig ist (PUJOL und BLISKA 2005). Weiterhin kommt der in der chromosomalen Hochpathogenitätsinsel (HPI) kodierten Siderophore Yersiniabactin (Ybt) eine große Bedeutung zu (RAKIN et al. 2012). Antibiotikaresistenzen sind besonders gut untersucht bei *Y. pestis* (GALIMAND et al. 2006) und wurden auch verbreitet bei *Y. enterocolitica* nachgewiesen (FÀBREGA und VILA 2011). Zahlreiche Säugetiere (GROTHMANN 2007) und Vögel (NISKANEN et al. 2003) sind für Infektionen mit den Arten *Y. enterocolitica* und *Y. pseudotuberculosis* empfänglich. *Y. pestis* befällt ebenfalls eine Reihe verschiedener Säugetiere, aber unterscheidet sich von den anderen pathogenen Arten durch die Infektion von Flöhen, die in der Folge als Vektoren in Erscheinung treten (HINNEBUSCH 2005). Berichte zu Erkrankungen bei Amphibien fehlen und sind bei Reptilien vor allem älteren Datums (z.B. KWAGA und IVERSON 1993). Der Erreger der Rotmaulseuche *Y. ruckeri* kann zu hohen Verlusten bei Salmoniden in Aquakulturen führen, aber unterscheidet sich bei der Pathogenese in vielen Details von den säugetierpathogenen Arten (TOBBACK et al. 2007).

2.2.6.2 Bedeutung bei der Ziege

Infektionen von Ziegen mit *Y. pestis* kommen in den Endemiegebieten vor (CHRISTIE et al. 1980). *Y. enterocolitica* tritt auch in deutschen Ziegenbeständen - zumindest teilweise ohne klinische Folgen

- auf (ARNOLD et al. 2006). Allerdings finden sich andernorts auch Fallserien mit akuten Enteritiden einschließlich Mikroabszessbildung bei jüngeren Tieren (SLEE und BUTTON 1990). Vergleichsweise hohe Prävalenzen wurden in Rohmilch festgestellt (HUGHES und JENSEN 1981, JAMALI et al. 2015). Bei Schafen spielt die Art auch als Aborterreger eine Rolle (BROM et al. 2021). Den für Ziegen bedeutendsten Vertreter der Gattung stellt mit Enteritiden, Hepatitiden, Augenerkrankungen, Abszessbildungen und Aborten *Y. pseudotuberculosis* dar (GIANITTI et al. 2014).

2.2.6.3 Bedeutung beim Menschen

Y. pestis mit mehreren Verlaufsformen (Beulenpest, Lungenpest und septische Form) war wohl einer der wichtigsten Zoonoseerreger der Menschheitsgeschichte (PERRY und FETHERSTON 1997), ist aber heute auf Endemiegebiete außerhalb Europas beschränkt (FELL et al. 2022) und löst nur noch selten Epidemien aus, wie z.B. 2017 in Madagaskar (MAJUMDER et al. 2018). Epidemiologisch sind Nagetiere, Katzen und Flöhe wichtig (PERRY und FETHERSTON 1997). *Y. pseudotuberculosis* tritt beim Menschen sporadisch (seltener in Form begrenzter Ausbrüche) auf und führt zu Enteritiden und fiebrigen Erkrankungen (VINCENT et al. 2008). Die Übertragung soll über Gemüse und Trinkwasser erfolgen (VINCENT et al. 2008). *Y. enterocolitica* löst Enteritiden und rheumatische Erkrankungen aus (HUOVINEN et al. 2010) und ist damit in heutiger Zeit das bedeutendste Humanpathogen der Gattung (SHOAIB et al. 2019). Als Übertragungsquelle kommen primär Lebensmittel und hier vor allem ungenügend erhitztes Schweinefleisch in Frage (HUOVINEN et al. 2010, ROSNER et al. 2010). In Deutschland wurden im Median zwischen 2016 und 2020 2.588 Fälle von Yersiniose gemeldet, die zu 99 % durch *Y. enterocolitica* ausgelöst wurden; der Rest entfiel auf *Y. pseudotuberculosis* und keiner auf *Y. pestis* (RKI 2021).

2.2.7 beta-Laktamasen mit breitem Wirkungsspektrum

2.2.7.1 Erreger

Anders als bei den vorgenannten Organismen handelt es sich bei den *Enterobacteriaceae* mit beta-Laktamasen mit breitem Wirkungsspektrum (ESBL) nicht um ein einzelnes Taxon, sondern die Träger von entsprechenden heterogenen Resistenzplasmiden (seltener sind es chromosomale Gene), die bei verschiedenen Arten der Familie auftreten können (SHAH et al. 2004), aber auch beispielsweise bei *Acinetobacter* spp. gefunden werden (SAFARI et al. 2015). Besonders prominent fallen *Escherichia coli* und *Klebsiella pneumoniae* als Träger auf (SURGERS et al. 2019). Die von diesen Plasmiden exprimierten Enzyme sind in der Lage den beta-Laktam-Ring von Penicillinen und

Cephalosporinen der ersten bis dritten Generation zu hydrolysieren (SILAGO et al. 2021). Die Klassifikation und Definition von ESBL ist umstritten und uneinheitlich (GISKE et al. 2008, LIVERMORE 2008, LEE et al. 2011). Am häufigsten, aber nicht ausschließlich, wird der ESBL-Phänotyp durch die Enzyme TEM, SHV, CTX-M und OXA sowie ihre Subtypen vermittelt (LEE et al. 2011). Die beta-Laktamasen OXA-Gruppe verfügen in vielen Fällen auch über eine Carbapenemasekapazität und deaktivieren damit auch das wichtigste Reserveantibiotikum für komplizierte ESBL-Infektionen, aber fallen damit auch nicht mehr in den Definitionsbereich von ESBL nach Ansicht vieler Autoren (EVENS und AMYES 2014). Bisweilen kommt bei Carbapenemase-Bildnern auch eine Resistenz gegen Colistin vor (SEKYERE et al. 2014). Das Vorhandensein von Resistenzmechanismen gegen Fluorchinolone bei ESBL-Trägern ist ein besorgniserregender Problemkomplex (ZURFLUH et al. 2014). Das gleichzeitige Auftreten mehrerer ESBL-vermittelnder Gene im gleichen Isolat ist ebenfalls regelmäßig beschrieben (SILAGO et al. 2021). ESBL kommen bei Säugetieren (LITERAK et al. 2009), Vögeln (ALCALÁ et al. 2016), Reptilien und Amphibien (MORRISON und RUBIN 2020), Fischen (JIANG et al. 2012), sogar auch Fliegen (WETZKER et al. 2019) und nicht zuletzt in Umweltproben vor (ZURFLUH et al. 2014).

2.2.7.2 Bedeutung bei der Ziege

ESBL werden regelmäßig bei lebenden Ziegen (SHNAIDERMAN-TORBAN et al. 2019, ISLER et al. 2020, SUBRAMANYA et al. 2021, SHAFIQ et al. 2022) sowie in Ziegenmilch (OBAIDAT und GHARAIBEH 2022) und Ziegenfleisch (SINGH et al. 2020) nachgewiesen. Berichte zu klinischen Erkrankungen bei Ziegen durch ESBL fehlen.

2.2.7.3 Bedeutung beim Menschen

ESBL sind in weltweit verbreitet und werden vermutlich mehr innerhalb der menschlichen Population als über Lebensmittel verbreitet (COQUE et al. 2008). Nosokomiale Infektionen der ableitenden Harnwege, der unteren Atemwege und von chirurgischen Wunden nehmen zu (LEISTNER et al. 2015). MELZER und PETERSEN (2007) konnten bei Patienten mit *Escherichia coli* eine höhere Sterblichkeit dokumentieren, wenn die Isolate ESBL trugen. In Deutschland sind ESBL allgemein im Gegensatz zu Carbapenemase-Bildnern nicht meldepflichtig. Von Letzteren wurden im Median zwischen 2016 und 2020 insgesamt 3.938 Fälle registriert (RKI 2021).

2.2.8 Methicillin-resistente *Staphylococcus aureus*

2.2.8.1 Erreger

Die Gattung *Staphylococcus* beinhaltet etwa 40 Arten gram-positiver, in der Regel katalase-positiver Kokken, wobei die Pathogenität der koagulase-positiven Formen, zu der die *Staphylococcus-intermedius*-Gruppe (SIG) und *Staphylococcus aureus* zählen, höher als die der Koagulase-negativen Staphylokokken (CNS) ist (SMELTZER und BEENKEN 2013). *S. aureus* wie auch die meisten anderen Arten treten in der Regel als Kommensalen der Haut und der oberen Atemwege auf (KRISMER et al. 2017). *S. aureus* verfügt über eine Vielzahl von Oberflächenproteinen, die mit den Wirtszellen interagieren und unter denen die Vertreter der MSCRAMM-Familie mit ihrer Fähigkeit, unter anderem an Matrixproteine wie Fibronektin und Kollagen zu binden und so z.B. die Biofilmbildung zu erleichtern, eine herausgehobene Rolle spielen (FOSTER 2019). Umfassende Evasionsmechanismen gegenüber Neutrophilen sind bei der Pathogenese ebenfalls wichtig (SPAAN et al. 2013), wie auch ein großes Spektrum von Toxinen (z.B. Hämolyse, Leukotoxine, Pantone-Valentine-Leukozidin, PSMs, ETs, SAgS), die teilweise an diesen Prozessen beteiligt sind (GRUMANN et al. 2014). Die Fähigkeit von Staphylokokken Pathogenitätsfaktoren wie auch Resistenzgene mit zum Teil weit entfernt verwandten Bakterien auszutauschen, sind stark ausgeprägt und erleichtern die Verbreitung von Resistenzen enorm (HAABER et al. 2017). Methicillin-resistente *Staphylococcus aureus* (MRSA) traten bereits zwei Jahre nach Einführung des namensgebenden Wirkstoffs 1959 erstmals auf und sind wohl das bekannteste Beispiel einer nosokomialen Antibiotikaresistenz (PANTOSTI und VENDITTI 2009). Das Gen *mecA* und seine beiden Homologa *mecB* und *mecC* kodieren für ihre jeweiligen Resistenzfaktoren und werden diagnostisch verwendet (BECKER et al. 2014). *S. aureus* besiedelt Säugetiere und Vögel, wurde ausnahmsweise bei Reptilien nachgewiesen (MONECKE et al. 2016).

2.2.8.2 Bedeutung bei der Ziege

MRSA wurden in zahlreichen Studien in Ziegenmilch (ROLA et al. 2015, CARUSO et al. 2016, ANGELIDIS et al. 2020), Schlachtkörpern (DEHKORDI et al. 2017) und asymptomatischen lebenden Ziegen (STASTKOVA et al. 2009, OMOSHABA et al. 2020) nachgewiesen. Allerdings blieb der positive Nachweis von MRSA in einigen Untersuchungen mit einer größeren Probandenzahlen aus (MOROZ et al. 2020, PERSSON et al. 2021). Klinisch erkrankten Ziegen durch MRSA an Mastitiden (ARAS et al. 2012, CHU et al. 2012) und Dermatitiden (RICH 2005).

2.2.8.3 Bedeutung beim Menschen

Staphylococcus aureus erzeugt beim Menschen vielfältige Krankheitsbilder, zu denen unter anderem Dermatitis (GEOGHEGAN et al. 2017), Wundinfektionen (SERRA et al. 2015), Abszessbildungen (KOBAYASHI et al. 2015), Osteomyelitiden und Arthritiden (NAIR et al. 2000), Pneumonien (RUBINSTEIN et al. 2008) und Septikämien (NABER 2009) zählen. Wenn auch das Resistenzprofil in diesen Fällen an Bedeutung verliert, können Staphylokokken darüber hinaus über ihre Toxine (Enterotoxine und Koagulasen) Lebensmittelvergiftungen verursachen (KITAMOTO et al. 2009). Ebenfalls vielfältig sind die Übertragungswege von MRSA. In der Literatur werden beispielsweise nosokomiale Expositionen (KIBBLER et al. 1998), unbelebte Objekte im öffentlichen Raum (CONCEIÇÃO et al. 2013), tierische Lebensmittel (VANDERHAEGHEN et al. 2010), Heimtiere (VINCZE et al. 2014) und aerogene Übertragungen aus der Abluft von Nutztierhaltungen (BOS et al. 2018) als Infektionswege diskutiert. Erhöhte Prävalenzen finden sich dementsprechend bei Personen, die im Gesundheitswesen (DULON et al. 2014) oder in der Nutztierhaltung (CUNY et al. 2013) arbeiten. Etwa 20 % der *Staphylococcus aureus*-Isolate in Deutschland sind MRSA (KÖCK et al. 2011). Nur invasive MRSA-Infektionen sind meldepflichtig; im Median gab es zwischen 2016 und 2020 2.832 Nachweise in Deutschland (RKI 2021).

2.2.9 Dermatophyten

2.2.9.1 Erreger

Zu den Dermatophyten werden aktuell neun Gattungen mit etwa 50 Arten onygenaler Pilze aus der Familie *Arthrodermataceae* gezählt (DE HOOG et al. 2017). Trotz umfangreicher Neustrukturierungen innerhalb dieser Gruppe zählen die veterinärmedizinisch bedeutsamsten Arten weiterhin zu den Gattungen *Trichophyton* und *Microsporum* (DE HOOG et al. 2017). Sie kommen in einer teleomorphen (d.h. sexuell reproduzierenden) und einer anamorphen (d.h. asexuell reproduzierenden) Phase vor, die in der Vergangenheit zum Teil mit unterschiedlichen wissenschaftlichen Namen belegt wurden (GRÄSER et al. 2018). GRÄSER et al. (2018) hinterfragen die bisherigen Einteilungen in zoophile, anthropophile und geophile Formen. Sie sind Bewohner des Stratum corneum der Haut und erzielen mit Hilfe zahlreicher Proteasen, die gleichzeitig die wichtigsten Pathogenitätsfaktoren sind, und durch Exkretion von Sulfiten eine Auflösung des sie umgebenden Keratins (MONOD 2008). Für diese Vorgänge ist der pH des Milieus entscheidend und wird mit Hilfe des PacC/Pal-Signaltransduktionssystems bestimmt und in der Folge reguliert bzw. passende saure oder alkalische Proteasen sezerniert (MARTINEZ-ROSSI et al. 2017). Auch Haare und

andere Hornstrukturen werden besiedelt (RICHARDSON und EDWARD 2000). Ihre Überlebensfähigkeit in der Umwelt ist sehr groß und konnte für manche Arten über zehn Jahre dokumentiert werden (ALTRERAS 1971). Der zellulären Immunität wird die entscheidende Rolle bei der Abwehr von Dermatophyten zugesprochen, gleichwohl Hypersensitivitätsreaktionen ebenfalls einen Anteil an der Pathogenese tragen können (ALMEIDA 2008). In den letzten Jahren wurden auch bei Dermatophyten vermehrte Resistenzen, insbesondere gegen Terbinafin, beobachtet (KHURANA et al. 2019). Gegenüber lange bekannten kulturellen und mikroskopisch-morphologischen Nachweisverfahren zeigen neuere molekulare Detektionsmethoden eine höhere Sensitivität (LIN et al. 2021). Die Dermatophyten der Familie *Arthrodermataceae* befallen Säugetiere (CABAÑES 2000) und Vögel (KORNIŁŁOWICZ-KOWALSKA et al. 2012, NARDONI und MANCIANTI 2021). Keratinolytische Pilze sind allerdings mit den Vertretern der ebenfalls in der Ordnung Onygenales eingeordneten *Nannizziopsiaceae* mit die wichtigsten Reptilienpathogene (PARÉ et al. 2021) und in Form der Tröpfchenpilze der Gattung *Batrachochytrium* für einen globalen Rückgang der Amphibienbestände verantwortlich (FISHER et al. 2021).

2.2.9.2 Bedeutung bei der Ziege

Für Dermatophyten bei Ziegen wurden in Schwellen- und Entwicklungsländern moderate Prävalenzen unter Berücksichtigung klinisch apparenter Tieren beobachtet, wobei *Trichophyton verrucosum* das dominierende Agens ist (PANDEY und MAHIN 1980, THAKUR et al. 1982). THAKUR et al. (1982) konnten darüber hinaus *Microsporum gypseum* (heute *Nannizzia gypsea*) und THAKUR et al. (1982) sowie PAL et al. (1991) *Trichophyton mentagrophytes* feststellen. Symptomlose Träger werden ebenfalls beschrieben (SMITH und SHERMAN 2009). Es stehen Lebendvakzinen und Totimpfstoffe zur Verfügung, die allerdings für andere Tierarten entwickelt wurden (LUND und DEBOER 2008).

2.2.9.3 Bedeutung beim Menschen

Neben den bereits genannten Gattungen *Trichophyton* und *Microsporum* kommen beim Menschen auch Dermatophyten durch *Epidermophyton* spp. vor (DE HOOG et al. 2017). *T. rubrum*, *T. interdigitale*, *T. schoenleinii*, *T. tonsurans*, *M. adouinii* und *E. floccosum* sind weitgehend humanadaptiert und für die meisten apparenten wie auch inapparenten Infektionen beim Menschen verantwortlich, wenngleich auch verschiedene an andere Wirte adaptierte Arten auftreten (ALY 1994). So spielen u.a. auch *M. canis* von Hund und Katze (PASQUETTI et al. 2017), *T.*

equinum vom Pferd (VERALDI et al. 2017), *T. mentagrophytes* von der Maus (HIRONAGA et al. 1981), *T. benhamiae* vom Meerschweinchen (TEKIN et al. 2019) und *T. verrucosum* von den Wiederkäuern (MORRELL und STRATMAN 2011) eine Rolle. Die klinischen Symptome umfassen Onychomykosen mit Dyskeratosen der betroffenen Nägel und einem je nach Art vielfältigem Spektrum von Effloreszenzen, wobei gerade die bei der Ziege prominente Art *T. verrucosum* tiefe, infiltrative Infektionen der Haarfollikel im Gesicht (Bart und Augenbrauen) verursachen kann (DEGREEF 2008). Dermatophytosen unterliegen in Deutschland nicht der Meldepflicht.

3 Veröffentlichung

3.1 Stellungnahme zum Eigenanteil an den Arbeiten an der Publikation

Das Studiendesign wurde von mir in Zusammenarbeit mit Prof. Dr. Martin Pfeffer erstellt. Die Literaturrecherche habe ich eigenständig durchgeführt.

Die Probennahme und -aufbereitung erfolgte durch mich. Die Probenauswertung im Labor erfolgte durch Dr. Helmut Hotzel (MRSA, *Arcobacter* spp., *Campylobacter* spp.), Dr. Peter Kopp (Dermatophyten, *Yersinia* spp.), Dr. Klaus Henning (*Coxiella burnetii*) sowie mich (ESBL, STEC, *Salmonella* spp.) unter Aufsicht von Dr. Yvonne Pfeifer (ESBL) und Dr. Angelika Fruth (STEC, *Salmonella* spp.). Auswertung der Daten erfolgte durch mich.

Das Manuskript wurde von mir verfasst und in Zusammenarbeit mit den beteiligten Koautoren finalisiert.

Zoonotic bacteria in clinically healthy goats in petting zoo settings of zoological gardens in Germany

Jannis Göttling¹ | Jens-Ove Heckel¹ | Helmut Hotzel² | Angelika Fruth³ |
Yvonne Pfeifer⁴ | Klaus Henning² | Peter Kopp⁵ | Katja Mertens-Scholz² |
Wolfram Rietschel⁶ | Martin Pfeffer⁷

¹Zoo Landau in der Pfalz, Landau in der Pfalz, Germany

²Institute for Bacterial Infections and Zoonoses, Friedrich-Loeffler-Institut, Jena, Germany

³Robert Koch Institute, National Reference Centre for Salmonella and other Bacterial Enterics, Wernigerode, Germany

⁴Robert Koch Institute, Nosocomial Pathogens and Antibiotic Resistance, Wernigerode, Germany

⁵DEXX Vet Med Labor GmbH, Kornwestheim, Germany

⁶Tierärztliches Zentrum für Pferde in Kirchheim Altano GmbH, Kirchheim unter Teck, Germany

⁷Institute for Animal Hygiene and Veterinary Public Health, University Leipzig, Germany

Correspondence

Jannis Göttling, Zoo Osnabrück gGmbH, Klaus-Strick-Weg 12, Osnabrück 49074, Germany.
Email: goettling@zoo-osnabrueck.de

Present address

Jannis Göttling, Zoo Osnabrück gGmbH, Osnabrück, Germany

Funding information

Grimminger-Stiftung für Zoonosenforschung, Stuttgart, Germany

Abstract

Goats and other small ruminants are frequently used as contact animals in petting zoo settings of zoological gardens. However, they are capable to carry a broad spectrum of zoonotic pathogens without clinical signs. In this study, we analysed the presence of different zoonotic pathogens in 300 clinically healthy goats from 14 zoological gardens in Germany. Rectal and nasal swabs were investigated with a series of cultural and molecular techniques. In addition, vaginal swabs of the 230 female goats were investigated for the presence of *Coxiella burnetii* by real-time PCR. Antibodies against *C. burnetii* were tested in milk and serum by ELISA. *Campylobacter* spp. were found in 22.7%, Shiga-toxigenic *Escherichia coli* in 20.0% and *Arcobacter* spp. were found in 1.7% of the tested 300 goats after culture from rectal swabs and subsequent PCR. One sample contained an *Escherichia fergusonii* isolate with a *bla*_{CTX-M-1}-encoded extended-spectrum beta-lactamase phenotype. Neither *Yersinia* spp. nor *Salmonella* spp. were found. Nasal swabs of 20.7% of the goats yielded *Staphylococcus aureus* including one *mecC*-positive methicillin-resistant isolate. Neither *Yersinia* spp. nor *Salmonella* spp. were found, and none of the 230 vaginal swabs was positive for *C. burnetii*. Attempts to detect dermatophytes failed. In conclusion, a possible risk of transmission of zoonotic bacteria from goats in petting zoos to visitors should be considered. Appropriate information and facilities for hand washing and disinfection should be provided in all zoological gardens using goats as contact animals due to the regular presence of zoonotic bacteria in the collection.

KEYWORDS

Campylobacter, ESBL, Goats, MRSA, Shiga-toxigenic *Escherichia coli*, Zoo animals, Zoonoses

1 | INTRODUCTION

Zoo visits have been evaluated as positive emotional experiences for people (Clayton et al., 2009). The perceived distance between animals and visitors is inversely proportional to the attractiveness of a zoo exhibit (Salzert, 2016) and the total dissolution of barriers gains the best results (Price et al., 1994). An impressive amount

of literature on positive health effects of pet ownership has been assembled (Barker et al., 2003) with studies focussed both on the individual (e.g. Beck & Meyers, 1996) and society level (Wood et al., 2005). A similar relationship has been described for visitors of public aquaria after a touch pool experience (Sahrmann et al., 2016). Considering these aspects, petting zoo settings can be seen as valuable tools for zoological institutions to give visitors a strong and

long-lasting animal experience and enhance their effectiveness in promoting conservation as targeted in Council Directive 1999/22/EC and the World Zoo and Aquarium Conservation Strategy (Barongi et al., 2015).

Small ruminants are among the most frequently employed group of contact animals in zoos. Unfortunately, these animals have been connected with several zoonotic outbreaks after petting zoo visits. The highest potential has Shiga-toxigenic *Escherichia coli* (STEC), most prominently serotype O157:H7, which caused a large number of outbreaks among visitors after direct contact with infected goats, sheep or cattle (Alelis et al., 2009; Crump et al., 2002; Durso et al., 2005; Goode et al., 2009; Heuvelink et al., 2002; Møller-Stray et al., 2012). Rarer, but very impressive in their epidemiological scope when happening, are outbreaks of *Coxiella burnetii* (Hackert et al., 2012; Whelan et al., 2012). A remarkable Q fever incident with one single ewe acting as a super-spreader and causing almost 300 documented human cases has been reported from Germany in 2003 (Porten et al., 2006). *Campylobacter* spp. have been detected in a high prevalence in small ruminants (Pintar et al., 2015) and caused occasionally outbreaks in humans after contact (Taylor et al., 2013). *Arcobacter* spp. is present in a considerable portion of healthy commercial small ruminants in Belgium (De Smet et al., 2011). LeJeune and Davis (2004) summarized outbreaks of *E. coli* and *Cryptosporidium parvum* with epidemiological connections to petting zoos but also mentioned some events caused by *Salmonella enterica*. The main source of yersiniosis in humans in Germany is contaminated pork (Rosner et al., 2010), but goats are also capable to carry *Yersinia* spp. (Smith & Sherman, 2009). Small ruminants are also potential dermatophyte carriers (Smith & Sherman, 2009).

An increasing threat to both human and animal health is antibiotic resistance (Courvalin, 2016). The presence of the same resistant bacterial strains and resistance-mediating plasmids in livestock and humans is well documented, and interchange has variously been suspected (Liu et al., 2016; Teuber, 2001; Woolhouse et al., 2015). Of concern are extended-spectrum beta-lactamase (ESBL)-producing *Enterobacteriaceae* (Bradford, 2001) and methicillin-resistant *S. aureus* (MRSA) (Agostino et al., 2017). Epidemiological associations between livestock and humans (Köck et al., 2014) are well described, and direct transmissions from goats to humans have been reported in Central Europe for MRSA (Loncaric et al., 2013). Similar observations for humans with contact to cattle, swine and poultry colonized with ESBL-producing *E. coli* have been made in Germany (Dahms et al., 2015), and a recent study from Israel found a high prevalence of ESBL-producing *Enterobacteriaceae* in petting zoo animals (Shnaiderman-Torban et al., 2019). Another Germany study on 28 goats and 20 sheep in city farms yielded a very high prevalence of STEC and also detected *Campylobacter* spp. and *Staphylococcus* spp., whereas the detection of *Salmonella* spp. and *C. burnetii* failed (Schilling et al., 2012). The aim of the present work was to investigate the presence of selected zoonotic organisms in a large sample of clinically healthy goats with direct visitor contact in different German zoos.

Impacts

- Zoological gardens provide their visitors remarkable animal experiences. The direct contact with goats is regularly possible in petting zoo settings, but goats carry various bacterial pathogens that can infect humans.
- We found STEC (20.0%) and *Campylobacter* (20.7%) in a sample of 300 petting zoo goats from 14 zoological gardens in Germany. *Arcobacter*, MRSA and ESBL-producing bacteria were rarely found (<2%), and *Coxiella burnetii*, *Yersinia*, *Salmonella* and dermatophytes were completely absent.
- In order to prevent zoonotic infections, the provision of adequate hand washing and disinfection facilities is recommended.

2 | MATERIAL AND METHODS

2.1 | Animals and settings

A total of 300 clinically healthy goats from 14 zoological gardens in Germany encompassing 21 individual husbandry facilities (herds) with different degrees of spatial separation from other herds of the same institution at least for certain periods of the year were sampled from August 2016 to June 2017. While 70 (23.3%) goats were male, 230 (76.7%) were female. A subset of 66 animals was classified as juvenile for being younger than one year, whereas 234 goats were regarded as adult as they were older than one year (Table 1). All animals in this study were kept in direct contact with visitors for at least part of the year. Direct contact was defined as the possibility for visitors to touch the animals and their excretions freely without observation and control by the respective institution's staff. All samples were obtained during routine health checks and Council Directive 2010/63/EU Art. 1(5) point (f) is applicable.

In one institution (Institution A), 16 goats (12 females, nine of them lactating) from the sample and additional seven sheep (five females, none lactating) had been in contact with goats that had been regarded as suspicious for *C. burnetii* after a positive PCR result. These sheep were sampled under the scope of the consecutive examinations that had become necessary after the positive test results.

2.2 | Ethics approval statement

Routine health checks do not qualify as animal experiments according to German Animal Welfare Law (TierSchG §7 paragraph 2) and therefore did not need approval by governmental bodies. Council Directive 2010/63/EU Art. 1(5) point (f) is applicable. The sampling of sheep and goats that were kept together with *C. burnetii* suspicious animals (that refers to the animals in the second paragraph of the materials & methods section) had to be done, as the state

TABLE 1 Number of tested goats per institution and herd with gender and age

Institution	Herd	Adult males	Adult females	Juvenile males	Juvenile females	Total animals
A	A1	3	16	13	9	41
B	B1	1	20	1	0	21
C	C1	5	19	2	0	26
C	C2	0	3	0	0	3
D	D1	1	10	0	0	11
E	E1	2	12	0	0	14
F	F1	0	10	0	0	10
F	F2	0	0	4	1	5
F	F3	4	5	0	0	9
F	F4	0	2	0	0	2
G	G1	6	9	0	0	15
G	G2	6	13	0	0	19
H	H1	1	8	0	0	9
I	I1	0	13	0	2	15
J	J1	0	7	0	1	8
J	J2	2	2	3	0	7
K	K1	1	8	0	0	9
L	L1	1	15	0	0	16
M	M1	0	12	7	11	30
N	N1	0	9	8	10	27
N	N2	1	0	1	0	2
Total		34	197	36	33	300
Median		1	9	0	0	11
Mean		1.62	9.38	1.71	1.57	14.29

veterinary office requires such sampling on the basis of either a clinical indication or an epidemiological link to a Q fever case in a ruminant under investigation. Hence, no further governmental approval was needed, as these samples had to be taken at their disposition, in order to rule out the suspicion.

2.3 | Collection of samples

Handling and restraint of the animals was conducted as outlined by Pugh and Baird (2011). The culture of *Campylobacter* spp., *Yersinia* spp., ESBL-producing *Enterobacteriaceae*, STEC and *Salmonella* spp. was attempted from ano-rectal swabs. For MRSA culture, swabs were taken from the ventral nasal meatus. All swabs for STEC, ESBL-producing *Enterobacteriaceae* and *Salmonella* spp. testing were stored in an Amies transport medium (Meus), while for *Campylobacter* spp. and *Arcobacter* spp., a microaerophile Amies transport medium with charcoal (Heinz Herenz) was used. Swabs for detection of *C. burnetii*, MRSA and *Yersinia* spp. were stored without a medium (Heinz Herenz). Vaginal swabs were used for the detection of *C. burnetii*, and therefore, only the 230 female goats were included. Female sheep in direct contact with suspicious goats (see above) were sampled in the same way, and sampling in goat herds

with suspicious animals was repeated after a positive result. Blood samples from contact animals of both sexes of *C. burnetii* suspicious goats were drawn from the jugular vein in order to gain serum. Milk samples from lactating goats in this subgroup were milked by hand. A modified 'Mackenzie brush technique' (Mackenzie, 1963) has been employed for the detection of dermatophytes. The predilection sites for clinical ringworm lesions, ears, head and neck (Pugh & Baird, 2011) were prepared with an ethanol solution (Softasept N, B. Braun) and scratched with a tooth brush (AMPri) that was placed in a paper envelope subsequently. All samples were directly send to the laboratories except the samples for culture of STEC, ESBL-producing *Enterobacteriaceae*, *Salmonella* spp. and the tooth brushes; these sample materials were stored at 4°C until further processing.

2.4 | Microbiological analysis

Campylobacter spp. detection and differentiation was attempted via a multiplex PCR assay after culture employing the method of Denis et al. (1999) and a real-time PCR according to Best et al. (2003). Similarly, the presence of *Arcobacter* spp. was tested by a multiplex PCR according to Houf et al. (2000) and a real-time PCR (Messelhäußer, 2007).

Yersinia spp. samples were placed in phosphate-buffered saline solution (Merck, Darmstadt, Germany) for cold-enrichment at 4°C for 4–5 days. Afterwards, the samples were transferred on a *Yersinia* selective agar (CIN-agar, Becton Dickinson) and incubated at 30°C for 18–24 hr.

The culture of ESBL-producing *Enterobacteriaceae* was performed via incubation on a selective Oxoid Brilliance ESBL Agar (Oxoid, Basingstoke, United Kingdom) at 37°C for 24–48 hr. Suspicious colonies were identified, and the antibiotic susceptibilities to different substances was tested using an automated system (VITEK 2 GN & AST N248; bioMérieux). Confirmation of ESBL production was tested by a commercial disc test system (D68C ESBL/AmpC ID, MAST group Diagnostics). PCR screening for presence of different beta-lactamase genes (*bla*_{CTX-M-group-1/-2/-9}, *bla*_{SHV} and *bla*_{TEM} as well as the gene *ampC* coding for the non-ESBL beta-lactamase AmpC) was performed, and positive amplification products were Sanger sequenced as described by Wetzker et al. (2019).

For the isolation of STEC and *Salmonella* spp., the samples were first applied on GCG agar (Sifin Diagnostics, Berlin, Germany) and incubated at 37°C for 24–48 hr. *Escherichia coli* suspicious colonies were transferred to EHLy agar (BBL Columbia Agar Base [Becton Dickinson] with 30 ml sheep erythrocytes, 1.45 g CaCl₂·2H₂O, 10 mg novobiocin and 6 mg cefsulodin per litre). A multiplex PCR for *stx1*, *stx2* and *aatA* genes was performed for haemolysing strains as described by Prager et al. (2014). Confirmed STEC were applied on a swarming culture tube for H antigen detection at 37°C for 18 hr. In case of growth, a passage was conducted and the procedure was repeated. Serotyping was performed with in-house produced H antigen test sera (Robert Koch Institute). O serotyping was performed with a test kit (SSI® *E. coli* For O Serotyping For Boiled Culture, Statens Serum Institut) according to the manufacturer's instruction.

The culture of *S. aureus* for the ultimate detection of MRSA was attempted after 24 hr of enrichment in modified Mueller-Hinton broth (addition of 6% NaCl). One sample was streaked on Baird-Parker agar and incubated at 37°C for 24 hr. Grey to black single colonies were transferred to blood agar and incubated at 37°C for 24 hr. Resulting colonies were analysed by MALDI-TOF mass spectrometry. A second sample was directly streaked on blood agar and incubated at 37°C for 24 hr. Colonies of variable morphology were transferred on another blood agar plate and incubated at 37°C for another 24 hr. A MALDI-TOF mass spectrometry was conducted accordingly. Positive samples underwent a microarray analysis (StaphyType, Abbott [Alere Technologies GmbH], Jena, Germany according to Monecke et al. (2007)).

The possible presence of *C. burnetii* was examined by a qPCR targeting IS1111 insertion element according to Klee et al. (2006). Antibodies against this agent in milk and serum from animals in contact situation with positive goats were detected by ELISA (IDEXX Q Fever Ab Test, IDEXX Laboratories, Inc.).

The material for the culture of dermatophytes was placed both on Sabouraud agar (BD Sabouraud Agar, Becton Dickinson) and a dermatophyte selective agar (BD Mycosel Agar, Becton Dickinson). The material was incubated for one night at 30°C and then for

4 weeks at ambient temperature. The plates were checked for fungal growth twice per week.

2.5 | Statistical analysis

Percentages, medians and means have been calculated with OpenOffice Calc 4.1.1 (Apache Software Foundation, [2014]). Possible demographic correlations concerning *Campylobacter* infection have been explored with Fisher's exact test using the R version 3.0.1 (R Core Team, (2013)).

3 | RESULTS

Campylobacter spp. was detected by PCR after culture in 22.7% (68/300) of the goats in 57.7% (8/14) of the institutions and 42.9% (9/21) of the herds (Table 2). The prevalence was significantly higher in juveniles with (53.0%, 35/66) than in adults (14.1%; 33/234) with $p > .0001$ (Table 3). In 14.7% (44/300) of the goats, only *Campylobacter coli* was observed after PCR, 5.0% (15/300) of the animals carried *Campylobacter jejuni* and in 0.7% (2/300) both species were present. A co-infection of *C. coli* and *Campylobacter lanienae* also added up to 0.7% (2/300). 2.0% (6/300) of the samples yielded undetermined *Campylobacter* species (Table 4).

Arcobacter was found in 1.7% (5/300) of the samples after culture and PCR encompassing 28.6% (4/14) of the institutions and 19.0% (4/21) of the herds.

Yersinia spp. and *Salmonella* spp. were not present in the cultures among the sampled group (each 0/300).

From the sample of a 1-day-old male kid, bacterial colonies were detected on selective agar for ESBL-producing *Enterobacteriaceae*. These were identified as *Escherichia fergusonii* harbouring ESBL gene *bla*_{CTX-M-1}. Both its mother, its twin and the 23 other herd members showed to be negative resulting in an overall ESBL producer prevalence of 0.3% (1/300). Subsequently performed broth mating with a sodium azide resistant recipient strain (*E. coli* J53 Azi^r) revealed *bla*_{CTX-M-1}-positive transconjugants. S1-nuclease restriction and pulsed field gel electrophoresis confirmed in donor and transconjugant strains one plasmid of ca. 90kb size (data not shown). Further ESBL producers were not detected in the study samples, but one *Enterobacter dissolvens* isolate with confirmed AmpC production (1/300). *stx1* gene positive *E. coli* were found in 20% (60/300) of the samples from 71.4% (10/14) of the institutions and 61.9% (13/21) of the herds including *stx1* and *stx2* genes were both detected in 9.3% (28/300) samples from 57.1% (8/14) of the institutions and 42.9% (9/21) of the herds; and 0.7% (2/300) of the samples from two different herds of the same institution yielded *E. coli* with only *stx2* gene positive. It was not possible to detect the virulence gene *aatA* (coding for the aggregative adherence pattern [AA]) by PCR (0/300). Beyond cultivable *E. coli* strains, Serotypes O8:H19 ($n = 1$), O76:H19 ($n = 8$), O109:Hnt ($n = 1$) and O147:Hnt ($n = 1$) were present. These are especially common in goats and other small ruminants.

TABLE 2 PCRs performed in this study

Organism	Targeted sequence	Type	Primer sequence	Probe sequence 5' fluorescent and 3' quencher underlined	Size of product	Reference
<i>Campylobacter</i> spp.	16S rRNA	Conventional	5' ATCTAATGGCTTACCATTAAAC 3' 5' GGACGGTAACTAGTTTAGTATT 3'		857 bp	Denis et al. (1999)
<i>Campylobacter jejuni</i>	<i>mapA</i>	Conventional	5' CTATTTTATTTTTGAGTCTTGTG 3' 5' GCTTTATTTGCCAATTTGTTTATTA 3'		589 bp	Denis et al. (1999)
<i>Campylobacter coli</i>	<i>ceuE</i>	Conventional	5' AATTTGAAAATTTGCTCCAACATATG 3' 5' TGATTTTATTTTGTAGCAGCG 3'		462 bp	Denis et al. (1999)
<i>Campylobacter jejuni</i>	<i>mapA</i>	Real-time	5' CTGGTGGTTTTGAGCAAAAGATT 3' 5' CAATACCAGTCTAAAGTGGCTTAT 3'	5' FAMTTGAATTCCAACATCGCTAATGTATA AAAGCCCTTTTAMRA 3'	95 bp	Best et al. (2003)
<i>Campylobacter coli</i>	<i>ceuE</i>	Real-time	5' AAGCTCTTATTGTTCTAACCAATCTAACA 3' 5' TCATCCACAGCATTTGATTCCTAA 3'	5' VICITGGACCTCAATCTGGCTTTGGAATC ATTAMRA 3'	102 bp	Best et al. (2003)
<i>Campylobacter laniknae</i>	16S rDNA	Conventional	5' GAAGAGTTTGATCATGGCTCAG 3' 5' ACGACAGCCATGCCACACCT 3'		920 bp	Fomefett et al. (2021)
<i>Aerobacter butzleri</i>	16S rDNA	Conventional	5' CTTGGACTTGACATAGTAAAGATGA 3' 5' CGTATTCACCGTAGCATAGC 3'		401 bp	Houf et al. (2000)
<i>Aerobacter skirrowii</i>	16S rDNA	Conventional	5' GGGCATTTACTGGAACACA 3' 5' CGTATTCACCGTAGCATAGC 3'		641 bp	Houf et al. (2000)
<i>Aerobacter cryaerophilus</i>	23S rDNA	Conventional	5' TGCTGGAGCGGATAGAAAGTA 3' 5' AACAACTAGCTCTTCGAC 3'		257 bp	Houf et al. (2000)
<i>Aerobacter</i> spp.	<i>PUC19</i>	Real-time	5' CTCCAGTTCCGGATGTAG 3' 5' TAGCATCCCGCTTCGAATGA 5'	5' FAMCAACTCGACTACATGAAGTTGGABBQ 3'	154 bp	Messelhölzer (2007)
ESBL-producing <i>Enterobacteriaceae</i>	<i>bla_{TEM}</i>	Conventional	5' ATGAGTATCAACATTTCCG 3' 5' TTAATCAGTGAGGCACCTAT 3'		851 bp	Gröbner et al. (2009)
ESBL-producing <i>Enterobacteriaceae</i>	<i>bla_{SHV}</i>	Conventional	5' GCAAAACGCCGGTTATTTC 3' 5' GGTTAGGTTGCCAGTGTCT 3'		940 bp	Gröbner et al. (2009)
ESBL-producing <i>Enterobacteriaceae</i>	<i>bla_{CTX-M-9}</i>	Conventional	5' GCAGTACAGCGACAATACCG 3' 5' TATCATTTGGTGGTCCGCTAG 3'		356 bp	Gröbner et al. (2009)
ESBL-producing <i>Enterobacteriaceae</i>	<i>bla_{CTX-M-1&2}</i>	Conventional	5' CGCTTTGGGATGTGCAG 3' 5' ACCCGATATCGTTGGT 3'		551 bp	Gröbner et al. (2009)
ESBL-producing <i>Enterobacteriaceae</i>	<i>bla_{CTX-M-1}</i>	Conventional	5' GTTCGTCTCTCCAGAAATAAGG 3' 5' CAGCATTTTGGCGCTAAG 3'		968 bp	Pfeifer et al. (2009)
ESBL-producing <i>Enterobacteriaceae</i>	<i>bla_{CTX-M-9}</i>	Conventional	5' ACACGGATTGACCGTATGG 3' 5' ATGATTCGCGCGCTGAAG 3'		889 bp	Wetzker et al. (2019)
<i>Escherichia coli</i>	<i>stx1</i>	Conventional	5' CAGTTAATGGTGGCGAAGG 3' 5' CACCAGACAATGTAACCGCTG 3'		348 bp	Cebula et al. (1995)

(Continues)

TABLE 2 (Continued)

Organism	Targeted sequence	Type	Primer sequence	Probe sequence 5' fluorescent and 3' quencher underlined	Size of product	Reference
<i>Escherichia coli</i>	stx2	Conventional	5' ATCCATTCCCGGGAGTTTACG 3' 5' GCGTCATCGTATACACAGGAGC 3'		584 bp	Cebula et al. (1995)
<i>Escherichia coli</i>	aatA	Conventional	5' TCGGC TTATGAAGCAAAATG 3' 5' GATAACGTCGCTTGTCATTC 3'		828 bp	Prager et al. (2014)
<i>Coxiella burnetii</i>	I51111	Real-time	5' GTCTTAAGGTGGCTGCGTG 3' 5' CCCGAATCTATTGATCAG 3'	5' FAMAGCGAACCATTTGGTATCGGACGTTT AMRATATG 3'	295 bp	Klee et al. (2006)
MRSA ^a	144 different targets ^a	Real-time	144 different targets ^a	144 different targets ^a		Monnecke et al. (2007)

^aStaphyType, Abbott (Alere Technologies GmbH), comprises 144 different targets. Please see the supplemental material of Monnecke et al. (2007) for a complete overview of all primer and probe sequences of this microarray.

While *S. aureus* was cultured from 20.7% (62/300) of the animals, only one adult female goat carried a *mecC*-positive MRSA (0.3%; 1/300).

The samples of one adult and one juvenile female goat that had been sampled consecutively in the same collection were tested positive in PCR for *C. burnetii* (0.9%; 2/230). The signals did not allow a more specific characterization of the pathogen. Both goats and their contact animals did neither show specific antibodies in their blood ($n = 23$) nor their milk samples ($n = 9$) in the ELISA. Direct detection by PCR from vaginal swabs did not yield any positive results during a second sampling session ($n = 17$).

Dermatophytes were not detected in the cultures of the present study (0/300). A considerable portion of the samples was overgrown by environmental fungi (19.3%; 58/300), while the majority did not result in any potentially pathogenic or non-pathogenic fungal growth (80.7%; 242/300).

4 | DISCUSSION

Campylobacter spp. has been found in a moderately higher portion of our sample (22.7%) than in the goats sampled in a previous study (Schilling et al., 2012) with 14.7%. In humans, the acquisition of immunity and subsequent age-related decrease in *Campylobacter* spp. infection and shedding is well described (Janssen et al., 2008; Martin et al., 1989). Similar effects can be suspected in ruminants and possibly explain the significantly higher prevalence in juveniles compared to adults in the present study. The mechanisms of this finding demand further research.

Arcobacter spp. have been found in lower prevalence than previously described by De Smet et al. (2011) for farm ruminants in Belgium. It should be considered as a relevant zoonotic risk factor in any visitor contact situation. Furthermore, a limited number of anecdotal cases for zoo animals in North America has been assembled by Wesley and Schroeder-Tucker (2011). The epidemiological importance of this emerging pathogen in petting zoo settings and its relevance in zoological collections in general remains unclear.

Yersinia spp. was not detected among the sampled goats, but they were found in zoological collections in Germany (Grothmann, 2007; Stirling et al., 2008), although case reports on zoonotic spill-overs in petting zoo settings are missing. The importance of these bacteria in goats remains limited, but other animals such as pigs have been found as important carriers of *Yersinia enterocolitica* (Drummond et al., 2012) that should be considered in visitor contacts.

With only one positive specimen in our study sample, the relevance of ESBL producers is difficult to assess but seems to be lower than in a study from Israel (Shnaiderman-Torban et al., 2019). The epidemiology of the single positive case remains enigmatic with one positive neonate among a herd of 25 negative goats. All our swab samples were negative for *Salmonella* spp. which is in line with the study of Schilling et al. (2012) who sampled city parks in Germany. This may reflect the general situation that small ruminants are not as important as hosts for *Salmonella* spp. as chicken, pigs and

TABLE 3 Number of bacterial pathogens found per herd and zoological garden

Bacterial genus/species	Method	A1	B1	C1	C2	D1	E1	F1	F2	F3	F4	G1	G2	H1	I1	J1	J2	K1	L1	M1	N1	N2	Total
<i>Campylobacter</i> spp.	Culture with subsequent PCR	14	0	6	0	4	3	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	5	9	21	2	68
<i>Campylobacter jejuni</i>	Culture with subsequent PCR	0	0	4	0	3	2	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	1	4	0	17
<i>Campylobacter coli</i>	Culture with subsequent PCR	14	0	3	0	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	2	8	16	2	48
<i>Campylobacter larienoae</i>	Culture with subsequent PCR	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Arcobacter</i> spp.	Culture with subsequent PCR	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	2	0	5
<i>Enterobacter dissolvens</i> (AmpC producer)	Culture with subsequent PCR	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Escherichia fergusonii</i> (ESBL producer with bla _{CTX-M-1})	Culture with subsequent PCR	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Escherichia coli</i> (stx-1 positive)	Culture with subsequent PCR and serotyping	2	6	1	0	2	0	2	1	2	0	0	0	0	3	3	3	7	12	0	16	1	61
<i>Escherichia coli</i> (stx-2 positive)	Culture with subsequent PCR and serotyping	2	1	0	0	2	0	0	0	1	1	0	0	0	2	3	0	2	9	0	7	1	31
<i>Escherichia coli</i> (both Stx-1 & Stx-2 positive)	Culture with subsequent PCR and serotyping	2	1	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	2	3	0	2	9	0	7	1	29
<i>Escherichia coli</i> (serotype O76:H19)	Culture with subsequent PCR and serotyping	0	4	0	0	1	0	2	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8
<i>Escherichia coli</i> (serotype O8:H19)	Culture with subsequent PCR and serotyping	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Escherichia coli</i> (serotype O109)	Culture with subsequent PCR and serotyping	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Escherichia coli</i> (serotype O147)	Culture with subsequent PCR and serotyping	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Staphylococcus aureus</i>	Culture with subsequent MALDI-TOF and PCR	7	3	3	3	1	6	1	0	0	3	1	1	0	11	1	1	0	0	3	17	0	62
<i>Staphylococcus aureus</i> (mecC positive/MRSA)	Culture with subsequent MALDI-TOF and PCR	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1

TABLE 4 Bacterial prevalence in relation to age and gender of the goats

Bacterial genus/species	Adult males	Adult females	Juvenile males	Juvenile females	Total
<i>Campylobacter</i> spp.	5	29	18	16	68
<i>Campylobacter jejuni</i>	1	14	1	1	17
<i>Campylobacter coli</i>	4	13	17	14	48
<i>Campylobacter lanienae</i>	0	0	1	1	2
<i>Arcobacter</i> spp.	0	3	1	1	5
<i>Enterobacter dissolvens</i> (AmpC producer)	0	1	0	0	1
<i>Escherichia fergusonii</i> (ESBL producer with <i>bla</i> _{CTX-M-1})	0	0	1	0	1
<i>Escherichia coli</i> (stx-1 positive)	7	46	3	5	61
<i>Escherichia coli</i> (stx-2 positive)	2	27	2	2	31
<i>Escherichia coli</i> (both stx-1 & stx-2 positive)	2	25	2	2	29
<i>Escherichia coli</i> (serotype O76:H19)	1	7	0	0	8
<i>Escherichia coli</i> (serotype O8:H19)	0	1	0	0	1
<i>Escherichia coli</i> (serotype O109)	0	1	0	0	1
<i>Escherichia coli</i> (serotype O147)	0	1	0	0	1
<i>Staphylococcus aureus</i>	4	39	7	12	62
<i>Staphylococcus aureus</i> (<i>mecC</i> positive/MRSA)	0	1	0	0	1

cattle, reptiles (Bertrand et al., 2008) or dogs (Lefebvre et al., 2008). Therefore, no particular precautions are needed for this group of bacteria when goats are concerned. Care should be taken when other species with a higher susceptibility for *Salmonella* infection or carrier status are employed.

The prevalence of STEC was strikingly lower than reported by Schilling et al. (2012) with 20% versus 100%. Even considering that in humans rectal swabs show a lower sensitivity than faecal samples (90% according to Lautenbach et al. (2005)), this difference is remarkable. As Schilling et al. (2012), we did neither find serotype O157:H7 nor O104:H4 that are prominently found in connection with human disease (Alelis et al., 2009; Buchholz et al., 2011; Crump et al., 2002; Durso et al., 2005; Goode et al., 2009; Heuvelink et al., 2002; Möller-Stray et al., 2012). Nonetheless, we identified eight O76:H19 which are the occasional cause of human infections associated with small ruminant provenience (Islam et al., 2007; Sanchez et al., 2013).

Staphylococcus aureus was slightly more prominent in our study when compared to the study of Schilling et al. (2012) with a prevalence of 20.7% versus 14.7%. The presence of *mecC* gene in one single MRSA isolate underlines the importance to include this not frequently occurring resistance gene as a marker gene when looking for MRSA. However, our findings are in strong contrast to Eriksson et al. (2013) where two-third of MRSA carrying small ruminants carried *mecC*.

Coxiella burnetii was only found in two consecutively sampled animals and not confirmed during a thorough re-examination of the herd. Hence, these initially positive samples were considered negative afterwards and likely due to a contamination during the laboratory investigation.

The employed sampling method for detecting non-clinical dermatophyte carrier goats proved to be unsuitable. The fur in the predilection sites for ringworm is highly contaminated by plant material in caprines making the amount of environmental fungal spores much higher than any probable amount of *Trichophyton* spp., *Microsporum* spp. or other pathogenic forms. However, 80.7% of the goat had no fungal growth at all and the remaining 19.7% were environmental but no pathogenic fungi. Thus, goats do not seem to have a relevance of these fungi in petting zoo settings.

Despite being discussed as a potential zoonotic pathogen in petting zoos for decades (Manning & Collins, 1999), the participation of *Mycobacterium avium* ssp. *paratuberculosis* in human disease is not yet definitely clear (Waddell et al., 2015) and clinical conditions in people like Crohn's disease might rather be mediated by molecular mimicry of mycobacterial epitopes with host proteins than by the causative organism itself (Sechi & Dow, 2015). Contagious ecthyma or orf virus infection in humans has been found to be epidemiologically connected with petting zoo settings (Bergqvist et al., 2017). Unfortunately, a direct detection in non-clinical carrier goats is difficult (Nettleton et al., 1996). Therefore, these two pathogens have not been included in this study.

While some pathogens in the present study occurred to an expectable percentage (*Campylobacter* spp. and STEC), others were rare (*Arcobacter* spp., ESBL-producing *Enterobacteriaceae*, *C. burnetii* and MRSA) or absent (*Salmonella* spp., *Yersinia* spp. and the dermatophytes). It is remarkable that the goats in this study did not host more multidrug-resistant bacteria despite their frequent contact to people from all parts of the society including farmers, health care professionals and people with a history of hospital stays. Data on former antimicrobial treatment of the animals in this study have

unfortunately not been obtained. The risk of zoonotic transmission cannot be out-ruled completely. It is vital to inform visitors how to act hygienically during and after animal contact both for the well-being of animals and people. Both hand washing and the application of disinfectant gels have shown to be efficient measures in petting zoo settings (Davis et al., 2006). Appropriate facilities for hand washing, hand drying and hand disinfection should be provided within an acceptable distance to the animal enclosure. For zoonotic agents where vaccinations are available such as *C. burnetii* or dermatophytes, a prophylactic scheme should be implemented when the presence of the pathogen is confirmed.

ACKNOWLEDGEMENTS

We would like to thank all zoological gardens and their staff for taking part in this study. This study was partly funded by Grimminger-Stiftung für Zoonosenforschung, Stuttgart, Germany.

CONFLICT OF INTEREST

J. Göttling and J.-O. Heckel are employed at institutions that provide visitors direct contact with goats in petting zoo settings. The other authors have no conflicts of interest.

DATA AVAILABILITY STATEMENT

The data that support the findings of this study are available from the corresponding author upon reasonable request.

REFERENCES

- Agostino, J. W., Ferguson, J. K., Eastwood, K., & Kirk, M. D. (2017). The increasing importance of community-acquired methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* infections. *Medical Journal of Australia*, 207, 388–393. <https://doi.org/10.5694/mja17.00089>
- Alelis, K. A., Borkowski, P. E., Fiorella, P., Nasir, J., Middaugh, J., Blackmore, C., & Keen, J. (2009). Outbreak of shiga toxin-producing *Escherichia coli* O157 infection associated with a day camp petting zoo – Pinellas county, Florida, May–June 2007. *Morbidity and Mortality Weekly Report*, 58, 426–428.
- Barker, S. B., Rogers, C. S., Turner, J. W., Karpf, A. S., & Suthers-McCabe, H. M. (2003). Benefits of interacting with companion animals: a bibliography of articles published in refereed journals during the past 5 years. *American Behavioral Scientist*, 47, 94–99. <https://doi.org/10.1177/0002764203255215>
- Barongi, R., F. A. Fischen, M. Parker, & M. Gusset (Eds.) (2015). *Committing to conservation: The world zoo and aquarium conservation strategy*. WAZA.
- Beck, A. M., & Meyers, N. M. (1996). Health enhancement and companion animal ownership. *Annual Review of Public Health*, 17, 247–257. <https://doi.org/10.1146/annurev.pu.17.050196.001335>
- Bergqvist, C., Kurban, M., & Abbas, O. (2017). Orf virus infection. *Reviews in Medical Virology*, 27, e1932. <https://doi.org/10.1002/rmv.1932>
- Bertrand, S., Rimhanen-Finne, R., Weill, F. X., Rabsch, W., Thornton, L., Perevoscikovs, J., van Pelt, W., & Heck, M. (2008). *Salmonella* infections associated with reptiles: The current situation in Europe. *Eurosurveillance*, 13, 1–6.
- Best, E. L., Powell, E. J., Swift, C., Grant, K. A., & Frost, J. A. (2003). Applicability of a rapid duplex real-time PCR assay for speciation of *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* directly from culture plates. *FEMS Microbiology Letters*, 229, 237–241. [https://doi.org/10.1016/S0378-1097\(03\)00845-0](https://doi.org/10.1016/S0378-1097(03)00845-0)
- Bradford, P. A. (2001). Extended-spectrum β -lactamases in the 21st century: Characterization, epidemiology, and detection of this important resistance threat. *Clinical Microbiology Reviews*, 14, 933–951. <https://doi.org/10.1128/CMR.14.4.933-951.2001>
- Buchholz, U., Bernard, H., Werder, D., Böhrer, M. M., Remschmidt, C., Wilking, H., Deléré, Y., an der Heiden, M., Adlhoeh, C., Dreesman, J., Ehlers, J., Ethelberg, S., Faber, M., Frank, C., Fricke, G., Greiner, M., Höhle, M., Ivarsson, S., Jark, U., ... Kühne, M. (2011). German outbreak of *Escherichia coli* O104:H4 associated with sprouts. *The New England Journal of Medicine*, 365, 1763–1770. <https://doi.org/10.1056/NEJMoa1106482>
- Cebula, T. A., Payne, W. L., & Feng, P. (1995). Simultaneous identification of strains of *Escherichia coli* serotype O157:H7 and their shiga-like toxin type by mismatch amplification mutation assay-multiplex PCR. *Journal of Clinical Microbiology*, 33, 248–250. <https://doi.org/10.1128/jcm.33.1.248-250.1995>
- Clayton, S., Fraser, J., & Saunders, C. D. (2009). Zoo experiences: Conversations, connections, and concern for animals. *Zoo Biology*, 28, 377–397. <https://doi.org/10.1002/zoo.20186>
- Courvalin, P. (2016). Why is antibiotic resistance a deadly emerging disease? *Clinical Microbiology and Infection*, 22, 405–407. <https://doi.org/10.1016/j.cmi.2016.01.012>
- Crump, J. A., Sulka, A. C., Langer, A. J., Schaden, C., Crielley, A. S., Gage, R., Baysinger, M., Moll, M., Withers, G., Toney, D. M., Hunter, S. B., & Hoekstra, M. (2002). An outbreak of *Escherichia coli* O157:H7 infections among visitors of a dairy farm. *New England Journal of Medicine*, 347, 555–560. <https://doi.org/10.1056/NEJMoa020524>
- Dahms, C., Hübner, N. O., Kossow, A., Mellmann, A., Dittmann, K., & Kramer, A. (2015). Occurrence of ESBL-producing *Escherichia coli* in livestock and farm workers in Mecklenburg-western Pomerania, Germany. *Plosone*, 10, e0143326. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0143326>
- Davis, M. A., Sheng, H., Newman, J., Hancock, D. D., & Hovde, C. J. (2006). Comparison of a waterless hand-hygiene preparation and soap-and-water hand washing to reduce coliforms on hands in animal exhibit settings. *Epidemiology & Infection*, 134, 1024–1028. <https://doi.org/10.1017/S095026880600598X>
- De Smet, S., De Zutter, L., & Houf, K. (2011). Small ruminants as carriers of the emerging foodborne pathogen *Arcobacter* on small and medium farms. *Small Ruminant Research*, 97, 124–129. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2011.02.004>
- Denis, M., Soumet, C., Rivoal, K., Ermel, G., Blivet, D., Salvat, G., & Colin, P. (1999). Development of a m-PCR assay for simultaneous identification of *Campylobacter jejuni* and *C. coli*. *Letters in Applied Microbiology*, 29, 406–410. <https://doi.org/10.1046/j.1472-765X.1999.00658.x>
- Drummond, N., Murphy, M. P., Ringwood, T., Prentice, M. B., Buckley, J. F., & Fanning, S. (2012). *Yersinia enterocolitica*: A brief review of the issues relating to the zoonotic pathogen, public health challenges, and the pork production chain. *Foodborne Pathogens and Disease*, 9, 179–189. <https://doi.org/10.1089/fpd.2011.0938>
- Durso, L. M., Reynolds, K., Bauer, N., & Keen, J. E. (2005). Shiga-toxigenic *Escherichia coli* O157:H7 infections among livestock exhibitors and visitors at a Texas county fair. *Vector-borne and Zoonotic Diseases*, 5, 193–201. <https://doi.org/10.1089/vbz.2005.5.193>
- Eriksson, J., Espinosa-Gongora, C., Stamphoj, I., Larsen, A. R., & Guardabassi, L. (2013). Carriage frequency, diversity and methicillin resistance of *Staphylococcus aureus* in Danish small ruminants. *Veterinary Microbiology*, 163, 110–115. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2012.12.006>
- Fornefett, J., Busch, A., Döpping, S., Hotzel, H., & Rimek, D. (2021). Bacterial gastroenteritis caused by the putative zoonotic pathogen *Campylobacter lanienae*: First reported case in Germany. *Access Microbiology*, 3. <https://doi.org/10.1099/acmi.0.000199>

- Goode, B., O'Reilly, C., Dunn, J., Fullerton, K., Smith, S., Ghneim, G., Keen, J., Durso, L., Davies, M., & Montgomery, S. (2009). Outbreak of *Escherichia coli* O157 H7 infections after petting zoo visits, North Carolina State Fair, October–November 2004. *Archives of Pediatrics and Adolescent Medicine*, 163, 42–48. <https://doi.org/10.1001/archpediatrics.2008.525>
- Gröbner, S., Linke, D., Schütz, W., Fladerer, C., Madlung, J., Autenrieth, I. B., Witte, W., & Pfeiffer, Y. (2009). Emergence of carbapenem-nonsusceptible extended-spectrum β -lactamase-producing *Klebsiella pneumoniae* isolates at the university hospital of Tübingen, Germany. *Journal of Medical Microbiology*, 58, 912–922. <https://doi.org/10.1099/jmm.0.005850-0>
- Grothmann, P. (2007). *Zur Prävalenz fakultativ pathogener Bakterien in deutschen Zoos mittels Yersinia- und Burkholderia-selektierender Nährmedien*. Inaugural-Dissertation, Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover, Germany.
- Hackert, V. H., Van der Hoek, W., Dukers-Muijers, N., de Bruin, A., Al Dahouk, S., Neubauer, H., Bruggeman, C. A., & Hoebe, C. J. P. A. (2012). Q Fever: Single-point source outbreak with high attack rates and massive numbers of undetected infections across an entire region. *Clinical Infectious Diseases*, 55, 1591–1599. <https://doi.org/10.1093/cid/cis734>
- Heuvelink, A. E., Van Heerwaarden, C., Zwartkruisnahujs, J. T. M., Van Oosterom, R., Edink, K., Van Duynhoven, Y. T. H. P., & De Boer, E. (2002). *Escherichia coli* O157 infection associated with a petting zoo. *Epidemiology & Infection*, 129, 295–302. <https://doi.org/10.1017/s095026880200732x>
- Hoof, K., Tuteneel, A., De Zutter, L., Van Hoof, J., & Vandamme, P. (2000). Development of a multiplex PCR assay for the simultaneous detection and identification of *Arcobacter butzleri*, *Arcobacter cryaerophilus* and *Arcobacter skirrowii*. *FEMS Microbiology Letters*, 193, 89–94. <https://doi.org/10.1111/j.1574-6968.2000.tb09407.x>
- Islam, M. A., Heuvelink, A. E., de Boer, E., Sturm, P. D., Beumer, R. R., Zwietering, M. H., Faruque, A. S. G., Haque, R., Sack, D. A., & Talukder, K. A. (2007). Shiga toxin-producing *Escherichia coli* isolated from patients with diarrhoea in Bangladesh. *Journal of Medical Microbiology*, 56, 380–385. <https://doi.org/10.1099/jmm.0.46916-0>
- Janssen, R., Krogfelt, K. A., Cawthraw, S. A., van Pelt, W., Wagenaar, J. A., & Owen, R. J. (2008). Host-pathogen interactions in *Campylobacter* infections: The host perspective. *Clinical Microbiology Reviews*, 21, 505–518. <https://doi.org/10.1128/CMR.00055-07>
- Klee, S. R., Tyczka, J., Ellerbrok, H., Franz, T., Linke, S., Baljer, G., & Appel, B. (2006). Highly sensitive real-time PCR for specific detection and quantification of *Coxiella burnetii*. *BMC Microbiology*, 6, 2. <https://doi.org/10.1186/1471-2180-6-2>
- Köck, R., Ballhausen, B., Bischoff, M., Cuny, C., Eckmanns, T., Fetsch, A., Harmsen, D., Tobias, G., Oberheitmann, B., Schwarz, S., Selhorst, T., Tenhagen, B. A., Walther, B., Witte, W., Ziebuhr, W., & Becker, K. (2014). The impact of zoonotic MRSA colonization and infection in Germany. *Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift*, 127, 384–398.
- Lautenbach, E., Harris, A. D., Perencevich, E. N., Nachamkin, I., Tolomeo, P., & Metlay, J. P. (2005). Test characteristics of perirectal and rectal swab compared to stool sample for detection of fluoroquinolone-resistant *Escherichia coli* in the gastrointestinal tract. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy*, 49, 798–800. <https://doi.org/10.1128/AAC.49.2.798-800.2005>
- Lefebvre, S. L., Reid-Smith, R., Boerlin, P., & Weese, J. S. (2008). Evaluation of the risks of shedding *Salmonellae* and other potential pathogens by therapy dogs fed raw diets in Ontario and Alberta. *Zoonoses and Public Health*, 55, 470–480. <https://doi.org/10.1111/j.1863-2378.2008.01145.x>
- LeJeune, J. T., & Davis, M. A. (2004). Outbreaks of zoonotic enteric disease associated with animal exhibits. *Public Veterinary Medicine*, 224, 1440–1445. <https://doi.org/10.2460/javma.2004.224.1440>
- Liu, Y. Y., Wang, Y., Walsh, T. R., Yi, L. X., Zhang, R., Spencer, J., Doi, Y., Tian, G., Dong, B., Huang, X., Yu, L. F., Gu, D., Ren, H., Chen, X., Lv, L., He, D., Zhou, H., Zisen, L., Liu, J. H., & Shen, J. (2016). Emergence of plasmid-mediated colistin resistance mechanism MCR-1 in animals and human beings in China: A microbiological and molecular biological study. *Lancet Infectious Diseases*, 16, 161–168. [https://doi.org/10.1016/S1473-3099\(15\)00424-7](https://doi.org/10.1016/S1473-3099(15)00424-7)
- Loncaric, I., Brunthaler, R., & Spersger, J. (2013). Suspected goat-to-human transmission of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* sequence type 398. *Journal of Clinical Microbiology*, 55, 1625–1626. <https://doi.org/10.1128/JCM.03052-12>
- Mackenzie, W. R. (1963). 'Hairbrush diagnosis' in detection and eradication of non-fluorescent scalp ringworm. *British Medical Journal*, 2, 363–365. <https://doi.org/10.1136/bmj.2.5353.363>
- Manning, E. J. B., & Collins, M. (1999). Paratuberculosis in zoo animals. In M. E. Fowler, & R. E. Miller (Eds.), *Zoo and wild animal medicine - Current therapy 4* (pp. 612–616). W. B. Saunders.
- Martin, P. M., Mathiot, J., Ipero, J., Kirimat, M., Georges, A. J., & Georges-Courbot, M. C. (1989). Immune response to *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* in a cohort of children from birth to 2 years of age. *Infection and Immunity*, 57, 2542–2546. <https://doi.org/10.1128/iai.57.8.2542-2546.1989>
- Messelhäußer, U. (2007). *Etablierung und Validierung von kulturellen und molekularbiologischen Nachweisverfahren für Arcobacter spp. in Lebensmitteln, Trinkwasser und veterinärmedizinischen Proben und Inzidenz von Arcobacter-Spezies in Bayern*. Bayerisches Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit.
- Møller-Stray, J., Eriksen, H. M., Bruheim, T., Kapperud, G., Lindstedt, B. A., Skeie, Å., Sunde, M., Urdahl, A. M., Øygard, B., & Vold, L. (2012). Two outbreaks of diarrhoea in nurseries in Norway after farm visits, April to May 2009. *Eurosurveillance*, 17(47), 1–7. <https://doi.org/10.2807/ese.17.47.20321-en>
- Monecke, S., Kuhnert, P., Hotzel, H., Slickers, P., & Ehrlich, R. (2007). Microarray based study on virulence-associated genes and resistance determinants of isolates from cattle. *Veterinary Microbiology*, 125, 128–140. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2007.05.016>
- Nettleton, P. F., Gilray, J. A., Yirrell, D. L., Scott, G. R., & Reid, H. W. (1996). Natural transmission of orf virus from clinically normal ewes to orf-naïve sheep. *The Veterinary Record*, 139, 364–366. <https://doi.org/10.1136/vr.139.15.364>
- Pfeifer, Y., Matten, J., & Rabsch, W. (2009). *Salmonella enterica* serovar Typhi with CTX-M β -lactamase, Germany. *Emerging Infectious Diseases*, 15, 1533–1534. <https://doi.org/10.3201/eid1509.090567>
- Pintar, K. D. M., Christidis, T., Thomas, M. K., Anderson, M., Nesbitt, A., Keithlin, J., Marshall, B., & Pollari, F. (2015). A systematic review and meta-analysis of the *Campylobacter* spp. prevalence and concentration in household pets and petting zoo animals for use in exposure assessments. *PlosOne*, 10, e0144976. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0144976>
- Porten, K., Rissland, J., Tigges, A., Broll, S., Hopp, W., Lunemann, M., van Treeck, U., Kimmig, P., Brockmann, S. O., Wagner-Wiening, C., Hellenbrand, W., & Buchholz, U. (2006). A super-spreading ewe infects hundreds with Q fever at a farmer's market in Germany. *BMC Infectious Diseases*, 6, 147. <https://doi.org/10.1186/1471-2334-6-147>
- Prager, R., Lang, C., Aurass, P., Fruth, A., Tietze, E., & Flieger, A. (2014). Two novel EHEC/EAEC hybrid strains isolated from human infections. *PlosOne*, 9, e95379. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0095379>
- Price, E. C., Ashmore, L. A., & McGivern, A. M. (1994). Reactions of zoo visitors to free-ranging monkeys. *Zoo Biology*, 13, 355–373. <https://doi.org/10.1002/zoo.1430130409>
- Pugh, D. G. & Baird, A. N. (2011). *Sheep and goat medicine* (2nd ed.). Elsevier.

- Rosner, B. M., Stark, K., & Werber, D. (2010). Epidemiology of reported *Yersinia enterocolitica* infections in Germany, 2001–2008. *BMC Public Health*, 10, 337. <https://doi.org/10.1186/1471-2458-10-337>
- Sahrmann, J., Niedbalski, A., Bradshaw, L., Johnson, R., & Deem, S. (2016). Changes in human health parameters associated with a touch tank experience at a zoological institution. *Zoo Biology*, 35, 4–13. <https://doi.org/10.1002/zoo.21257>
- Salzert, W. (2016). *Making zoos attractive*. Schueling.
- Sanchez, S., Garcia Cenoz, M., Martin, C., Beristain, X., Llorente, M. T., & Herrera-Leon, S. (2013). Cluster investigation of mixed O76:H19 Shiga toxin-producing *Escherichia coli* and atypical enteropathogenic *E. coli* infection in a Spanish household. *Epidemiology & Infection*, 142, 1029–1033. <https://doi.org/10.1017/S0950268813001842>
- Schilling, A. K., Hotzel, H., Methner, U., Sprague, L. D., Schmoock, G., El-Adawy, H., Ehrlich, R., Wöhr, A. C., Erhard, M., & Geue, L. (2012). Zoonotic agents in small ruminants kept on city farms in Southern Germany. *Applied and Environmental Microbiology*, 78, 3785–3793. <https://doi.org/10.1128/AEM.07802-11>
- Sechi, L. A., & Dow, C. T. (2015). *Mycobacterium avium* ss. *paratuberculosis* Zoonosis – The hundred year war – beyond Crohn's disease. *Frontiers in Immunology*, 6, 96. <https://doi.org/10.3389/fimmu.2015.00096>
- Smith, M. C., & Sherman, D. M. (2009). *Goat medicine*. Wiley-Blackwell.
- Shnaiderman-Torban, A., Steinman, A., Meidan, G., Paitan, Y., Abu Ahmad, W., & Navon-Venezia, S. (2019). Petting Zoo animals as an emerging reservoir of extended-spectrum β -lactamase and AmpC-producing *Enterobacteriaceae*. *Frontiers in Microbiology*, 10, 2488. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2019.02488>
- Stirling, J., Griffith, M., Blair, I., Cormican, M., Dooley, J. S. G., Goldsmith, C. E., Glover, S. G., Loughrey, A., Lowery, C. J., Matsuda, M., McClurg, R., McCorry, K., McDowell, D., McMahon, A., Cherie Millar, B., Nagoano, Y., Rao, J. R., Rooney, P. J., Smyth, M., ... Moore, J. E. (2008). Prevalence of gastrointestinal bacterial pathogens in a population of zoo animals. *Zoonoses and Public Health*, 55, 166–172. <https://doi.org/10.1111/j.1863-2378.2007.01099.x>
- Taylor, E. V., Herman, K. M., Ailes, E. C., Fitzgerald, C., Yoder, J. S., Mahon, B. E., & Tauxe, R. V. (2013). Common source outbreaks of *Campylobacter* infection in the USA 1997–2008. *Epidemiology & Infection*, 141, 987–996. <https://doi.org/10.1017/S0950268812001744>
- Teuber, M. (2001). Veterinary use and antibiotic resistance. *Current Opinion in Microbiology*, 4, 493–499. [https://doi.org/10.1016/s1369-5274\(00\)00241-1](https://doi.org/10.1016/s1369-5274(00)00241-1)
- Waddell, L. A., Rajic, A., Stärk, K. D. C., & McEwen, S. A. (2015). The zoonotic potential of *Mycobacterium avium* ssp. *paratuberculosis*: A systematic review and meta-analyses of the evidence. *Epidemiology & Infection*, 143, 3135–3157. <https://doi.org/10.1017/S095026881500076X>
- Wesley, I. V., & Schroeder-Tucker, L. (2011). Recovery of *Arcobacter* spp. from nonlivestock species. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 42, 508–512. <https://doi.org/10.1638/2010-0194.1>
- Wetzker, W., Pfeifer, Y., Wolke, S., Haselbeck, A., Leistner, R., Kola, A., Gastmeier, P., & Salm, F. (2019). Extended-spectrum beta-lactamase (ESBL)-producing *Escherichia coli* isolated from flies in the urban Center of Berlin, Germany. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 16, 1530. <https://doi.org/10.3390/ijerph16091530>
- Whelan, J., Schimmer, B., De bruin, A., Van beest holle, M.-DU RY., Van der hoek, W., & Ter schegget, R. (2012). Visits on 'lamb-viewing days' at a sheep farm open to the public was a risk factor for Q fever in 2009. *Epidemiology & Infection*, 140, 858–864. <https://doi.org/10.1017/S0950268811001427>
- Wood, L., Giles-Corti, B., & Bulsara, M. (2005). The pet connection: Pets as a conduit of social capital. *Social Science & Medicine*, 61, 1157–1173. <https://doi.org/10.1016/j.socscimed.2005.01.017>
- Woolhouse, M., Ward, M., van Bunnik, B., & Farrar, J. (2015). Antimicrobial resistance in humans, livestock and the wider environment. *Philosophical Transactions of the Royal Society B*, 370, 20140083. <https://doi.org/10.1098/rstb.2014.0083>

How to cite this article: Göttling, J., Heckel, J.-O., Hotzel, H., Fruth, A., Pfeifer, Y., Henning, K., Kopp, P., Mertens-Scholz, K., Rietschel, W., & Pfeffer, M. (2022). Zoonotic bacteria in clinically healthy goats in petting zoo settings of zoological gardens in Germany. *Zoonoses and Public Health*, 69, 333–343. <https://doi.org/10.1111/zph.12922>

4 Diskussion

Campylobacter spp. wurde in der vorliegenden Arbeit im Vergleich zu den Ziegen der Studie von SCHILLING et al. (2012) (14,7 %) in einem moderat höheren Anteil (22,7 %) gefunden. Bei Menschen ist die Ausbildung einer Immunität und eine resultierende altersbedingte Abnahmeder Ausscheidung von *Campylobacter* spp. gut belegt (JANSSEN et al. 2008, MARTIN et al. 1989). Ähnliche Effekte können bei Wiederkäuern vermutet werden und erklären möglicherweise die signifikant höhere Prävalenz bei den Jungtieren im Vergleich zu den Alttieren in dieser Stichprobe. Die Mechanismen dieses Ergebnisses bedarf weiterer Untersuchungen.

Arcobacter spp. wurden mit geringerer Häufigkeit als von SMET et al. (2011) bei Nutztieren in Belgien gefunden. Darüber hinaus haben WESLEY und SCHROEDER-TUCKER (2011) eine begrenzte Zahl anekdotischer Fälle bei Zootieren in Nordamerika zusammengetragen. Die epidemiologische Bedeutung dieses *emerging pathogens* bei Ziegen in Streichelzoos und in tiergärtnerischen Einrichtungen insgesamt bleibt unklar. Es muss jedoch als relevanter zoonotischer Risikofaktor bei direktem Besucherkontakt betrachtet werden.

Yersinia spp. wurden unter den untersuchten Ziegen nicht festgestellt, obwohl ihr Vorkommen in Zoologischen Gärten in Deutschland belegt ist (u.a. GROTHMANN 2007, STIRLING et al. 2008) und in der zootierärztlichen Praxis bei einigen Tiergruppen ein regelmäßiges Problem darstellt (pers. Beob.). Gleichwohl fehlen dokumentierte Fallberichte zu Übertragungen durch Streicheltiere und die Bedeutung dieser Bakterien bei Ziegen erscheint insgesamt begrenzt. Andere Tiere – insbesondere das gerne als Kontakttier eingesetzte Schwein – wurden als wichtige Träger von *Yersinia enterocolitica* identifiziert (DRUMMOND et al. 2012) und sollten in Streichelzoos größere Aufmerksamkeit erhalten.

Mit nur einem positiven Probanden in der Stichprobe ist die Relevanz ESBL-produzierender *Enterobacteriaceae* schwer zu bewerten, aber scheint jedenfalls niedriger zu sein als es SHNAIDERMAN-TORBAN et al. (2019) für israelische Streicheltiere feststellen konnten. Der epidemiologische Kontext des einzigen positiven Falls bleibt rätselhaft, da sowohl Mutter und Zwilling des neugeborenen Ziegenlamms, als auch alle anderen 25 Tiere der Herde negativ getestet wurden.

Alle Abstriche waren negativ für *Salmonella* spp., was in Einklang mit den Ergebnissen von SCHILLING et al. (2012) für Streichelziegen in sogenannten Jugendfarmen steht. Damit dürfte die generelle Situation bei kleinen Wiederkäuern reflektiert werden, die weniger wichtige Wirte für diese Bakterien als beispielsweise Hühner (SCHWAIGER et al. 2012), Schweine (VISSCHER et al. 2011), Rinder (GUTEMA et al. 2019), Reptilien (BERTRAND 2008) oder Hunde (LEFEBVRE et al. 2008) darstellen. Daher sind keine näheren Vorkehrungen bezüglich Salmonellen nötig, solange es Ziegen betrifft. Mehr Vorsicht sollte an den Tag gelegt werden, sobald Tierarten eingesetzt werden, die anfälliger für *Salmonella*-Infektionen sind oder als asymptomatische Träger in Frage kommen.

Die Prävalenz Shigatoxin-produzierender *Escherichia coli* war mit 20 % gegenüber 30 % deutlich niedriger als von SCHILLING et al. (2012) beobachtet. Selbst, wenn Untersuchungen auf Basis von Rektalabstrichen bei Menschen eine geringere Sensitivität als Stuhlproben aufweisen – 90 % laut LAUTENBACH et al. (2005) – ist dieser Unterschied bemerkenswert. Wie auch bei SCHILLING et al. (2012) gelang der Nachweis der Serotypen O157:H7 und O104:H4, die bei schweren Erkrankungen beim Menschen besonders prominent in Erscheinung treten (ALELIS et al. 2009, BUCHHOLZ et al. 2011, CRUMP et al. 2002, DURSO et al. 2005, GOODE et al. 2009, HEUVELINK et al. 2002, MØLLER-STRAY et al. 2012), nicht. Nichtsdestotrotz fanden sich acht Isolate des Serotyps O76:H19 in der Stichprobe, der beim Menschen nach Kontakt zu kleinen Wiederkäuern gelegentlich zu Erkrankungen führt (ISLAM et al. 2007, SANCHEZ et al. 2013).

Staphylococcus aureus wurde in der vorliegenden Arbeit geringfügig häufiger festgestellt als bei SCHILLING et al. (2012) mit einer Prävalenz von 20,7 % versus 14,7 %. Der Nachweis eines *mecC*-Gens bei einem MRSA-Isolat unterstreicht, wie wichtig es ist, dieses selten auftretende Resistenzgen als Markergen auf der Suche nach MRSA einzusetzen.

Coxiella burnetii wurde lediglich bei zwei direkt nacheinander beprobten Ziegen eines 16-köpfigen Ziegenbestands festgestellt. Bei einer Nachbeprobung waren sie wiederum negativ. Alle anderen Tiere der Herde waren bei beiden Probennahmen, die beim zweiten Mal auch auf die sieben vergesellschafteten Schafe ausgedehnt wurde, in der PCR aus Vaginalabstrichen und beim zweiten Mal auch Milchproben negativ. Serologisch war kein untersuchtes Tier auffällig. Daher wurden beide Probanden als negativ gewertet. Wegen seiner leichten Übertragbarkeit auch über Absperrungen hinweg und seines breiten Wirtsspektrums bedarf *Coxiella burnetii* ständiger Aufmerksamkeit in

Zoologischen Gärten.

Die angewandten Beprobungsmethoden haben sich bei der Identifikation von Ziegen, die als asymptomatische Träger von Dermatophyten wirken, als ungeeignet erwiesen. Das Fell an den Prädilektionsstellen für klinische Dermatophytenerkrankungen bei Ziegen sind üblicherweise in höchstem Maße mit Pflanzenmaterial kontaminiert, sodass die Sporen apathogener Pilze aus der Umwelt in ihrem Umfang jede denkbare Menge von *Trichophyton* spp., *Microsporum* spp. oder anderen pathogenen Formen als minimal erscheinen lassen müssen. 80,7 % der Ziegenproben zeigten allerdings gar kein Pilzwachstum auf den Selektivnährböden, während die verbliebenen 19,3 % von ubiquitären Pilzen überwachsen wurden. Eventuell könnten die inzwischen kommerziell weit verbreiteten PCR-Verfahren zum Dermatophyten-Nachweis einen erfolgsversprechenderen Ansatz bieten. Bis dahin besteht kein Hinweis, dass pathogene Hautpilze bei Ziegen in Streichelzoos von größerer Relevanz sind.

Obwohl seine Rolle als potentieller zoonotischer Krankheitserreger in Streichelzoos seit Jahrzehnten diskutiert wird (MANNING und COLLINS, 1999), ist die Beteiligung von *Mycobacterium avium* spp. *paratuberculosis* an Erkrankungen beim Menschen weiterhin nicht definitiv geklärt (WADDELL et al. 2015). Klinische Bilder in der Humanmedizin wie Morbus Crohn dürften eher durch eine molekulare Mimikry von Mykobakterienepitopen mit Wirtsproteinen vermittelt werden als durch das Bakterium selbst (SECHI und DOW 2015). Sollte sich an der Feststellung etwas ändern, muss dieser verbreitete und zum Teil schwer detektierbare Erreger mehr Beachtung erfahren. In der vorliegenden Arbeit wurde er aus genannten Gründen nicht berücksichtigt.

Bei der als Lippengrind, Orf oder Ecthyma contagiosum bezeichneten und durch ein Parapoxvirus ausgelösten Erkrankung konnte der epidemiologische Zusammenhang von Humaninfektionen und Streicheltieren bereits nachgewiesen werden (BERGQVIST et al. 2017). Bedauerlicherweise ist der Direktnachweis bei asymptomatischen Ziegen kaum möglich (NETTLETON et al. 1996) und die Aussagekraft serologischer Verfahren zur Bestimmung des Expositionsrisikos von Personen mit Ziegenkontakt ist begrenzt (HOSAMANI et al. 2009). Wenn Techniken und Nachweisverfahren die Identifikation asymptomatischer Tiere im Bestand einmal ermöglichen sollten, wäre eine nähere Betrachtung dieses Virus in Streichelzoos tiergärtnerischer Einrichtungen lohnend.

Während einige Pathogene im Rahmen der vorliegenden Arbeit in einem erwartbaren Maße auftraten (*Campylobacter* spp. und STEC), waren andere selten (*Arcobacter* spp., ESBL-produzierende *Enterobacteriaceae*, *Coxiella burnetii* und MRSA) oder haben ganz gefehlt (*Salmonella* spp., *Yersinia* spp. und Dermatophyten). Es ist bemerkenswert, dass die Ziegen dieser Studie nicht häufiger Träger multiresistenter Bakterien waren, obwohl sie täglich dem physischen Kontakt zu Menschen aus allen Teilen der Gesellschaft einschließlich Personen, die in der Landwirtschaft oder dem Gesundheitswesen tätig sind, oder auch eine Vorgeschichte von Krankenhausaufenthalten vorweisen können. Daten zu vormaligen antibiotischen Behandlungen der untersuchten Ziegen und Bestände wurden nicht erhoben, sodass Erwägungen zu einem höheren oder niedrigerem Selektionsdruck zugunsten oder zuungunsten multiresistenter Bakterien an dieser Stelle nicht möglich sind.

Das Risiko zoonotischer Übertragungen beim Besuch von Streichelzoos kann niemals vollständig ausgeschlossen werden. Es ist ganz essentiell für die Betreiber solcher Haltungssysteme, das Publikum über die Notwendigkeit hygienischer Verhaltensweisen während und nach dem Tierkontakt zum Wohle der Gesundheit von Mensch und Tier zu informieren. Hände waschen und die Verwendung von Desinfektionsgelen haben sich als effektive Maßnahmen in Streichelzoos erwiesen (DAVIS et al. 2006). Angemessene Einrichtungen zum Waschen und Trocknen der Hände sowie zur Handdesinfektion sollten in einer annehmbaren Distanz zur Tieranlage zur Verfügung gestellt werden. Für Zoonoseerreger, bei denen Impfungen in Frage kommen, wie beispielsweise Dermatophyten und *Coxiella burnetii*, sollte im Falle eines Nachweises ein entsprechendes Prophylaxeschema konsequent umgesetzt werden. Insgesamt gilt für das Tierpflegepersonal insbesondere aber die Tierärzt:innen, die eine zoologische Einrichtung mit Streichelzoo betreuen, dass die dort gehaltenen Tiere regelmäßig auf Krankheitssymptome, die im Zusammenhang mit zoonotischen Erregern stehen könnten, überwacht werden und gegebenenfalls eine mikrobiologische Abklärung durchgeführt wird. Verstorbene Streicheltiere sollten in jeder Einrichtung, die ihren Besucher:innen direkten Tierkontakt bietet, durch fachkundiges Personal pathologisch untersucht werden, auch um eventuelle Zoonoserisiken frühzeitig erkennen und bewerten zu können.

5 Zusammenfassung

Jannis Göttling

Zoonoseerreger bei Streicheltieren in Zoologischen Gärten in Deutschland

Institut für Tierhygiene und Öffentliches Veterinärwesen, Veterinärmedizinische Fakultät,

Universität Leipzig

Eingereicht im Oktober 2022

38 Seiten, 1 Publikation, 282 Literaturangaben

Schlüsselwörter: *Campylobacter*, ESBL, MRSA, Shigatoxin-produzierende *Escherichia coli*, Ziegen, Zootiere, Zoonosen

Einleitung

Direkter Tierkontakt gehört zu den wirkungsvollsten Elementen des Besuchererlebnisses in Zoologischen Gärten. In Streichelzoos hat der Zoobesucher unkontrollierten und unmittelbaren Kontakt mit kleinen Wiederkäuern und insbesondere mit Ziegen. Diese Anlagen können ein Zoonoserisiko darstellen, da Ziegen asymptomatische Träger von verschiedenen zoonotischen Krankheitserregern sein können und in der Vergangenheit bereits Übertragungen auf den Menschen nach Kontakt mit Streicheltieren nachgewiesen wurden.

Ziele der Untersuchungen

Es sollte das Vorkommen ausgewählter zoonotischer Pathogene (Shigatoxin-produzierende *Escherichia coli* (STEC), *Coxiella burnetii*, *Campylobacter* spp., *Arcobacter* spp., *Salmonella* spp., *Yersinia* spp., *Enterobacteriaceae* mit beta-Laktamasen mit breitem Wirkungsspektrum (ESBL), Methicillin-resistente *Staphylococcus aureus* (MRSA) und Dermatophyten) bei klinisch gesunden Ziegen in Streichelzoos Zoologischer Gärten in Deutschland untersucht werden.

Tiere, Material und Methoden

Aus 21 Herden in 14 tiergärtnerischen Einrichtungen in Deutschland wurden 300 klinisch gesunde Ziegen im Rahmen tierärztlicher Routineuntersuchungen beprobt. Der Nachweis von STEC und *Salmonella* spp. wurde aus Rektaltupfern über die Anzucht auf GCG-Agar versucht. Für *Escherichia coli* verdächtige Kulturen wurden auf Blutagar überführt und auf ausgewählte Virulenzgene per PCR untersucht. In der Folge wurde eine Serotypisierung vorgenommen. Nach *Coxiella burnetii* wurde in Vaginaltupfern der 230 weiblichen Tieren der Studie mittels einer real-time PCR (qPCR) gesucht. *Campylobacter* spp. und *Arcobacter* spp. aus Rektaltupfern wurden nach Isolation über Selektivnährböden unter mikroaerophilen Bedingungen jeweils per Multiplex-PCR und qPCR auf Artebene bestimmt. Rektaltupfer wurden nach einer Kälteanreicherung mit folgender Anzucht auf

Selektivnährböden auf *Yersinia* spp. untersucht. Nach Anzucht über einen ESBL-Selektivagar auf Basis von Rektaltupfern wurden verdächtige Kolonien mit einem VITEK-System artbestimmt und auf mögliche Antibiotikaresistenzen untersucht. Beta-Lactamase-Gene wurden mittels PCR identifiziert. Das aus Nasentupfern stammende Untersuchungsmaterial zum MRSA-Nachweis wurde nach Anreicherung einer Kultur auf einem Selektivnährboden zugeführt. Eventuelle Kolonien wurden auf einen Blutagar transferiert und danach per MALDI-TOF massenspektrometrisch untersucht. Positive Proben wurden durch PCR-Microarray untersucht. Mit einer modifizierten Mackenzie-Brush-Methode gewonnene Hautschuppen wurden über einen Pilzagar und einen selektiven Dermatophytenagar untersucht. Demographische Korrelationen zum Auftreten von *Campylobacter* spp. wurden mit einem exakten Test nach Fisher evaluiert.

Ergebnisse

Campylobacter spp. wurden bei 22,7 %, STEC bei 20,0 % und *Arcobacter* spp. bei 1,7 % der 300 getesteten Ziegen nach der Kultur aus Rektaltupfern und der folgenden PCR nachgewiesen. Die Prävalenz von *Campylobacter* spp. war bei juvenilen höher als bei adulten Tieren (53,0 % gegenüber 14,1 %; $p < 0,0001$). Ein Isolat der Art *Escherichia fergusonii* trug phänotypisch Hinweise auf eine ESBL, die durch den Nachweis des Gens *blaCTX-M-1* bestätigt wurde. Aus den Nasentupfern von 20,7 % der beprobten Ziegen konnte *Staphylococcus aureus* kultiviert werden, darunter auch ein *mecC*-positiver MRSA. Weder *Salmonella* spp. noch *Yersinia* spp. fanden sich in der Stichprobe und auch der Nachweis von Dermatophyten gelang bei einer häufigen Überwucherung durch ubiquitäre Pilze (19,3 %) nicht. Unter den 230 weiblichen Ziegen der Studie gab es bei zwei Tieren positive PCR-Signale für *Coxiella burnetii*, die nach ausgiebiger Nachbeprobung und epidemiologischer Prüfung als falsch-positiv gewertet werden mussten.

Schlussfolgerungen

Grundsätzlich muss vom Vorhandensein einiger Zoonoseerreger in Ziegenbeständen in Streichelzoos ausgegangen werden, da *Campylobacter* spp. und STEC regelmäßig in der Stichprobe auftraten. Damit sollte das Risiko der Übertragung zoonotischer Bakterien von Ziegen auf Zoobesucher beim Betrieb entsprechender Anlagen Berücksichtigung finden. Angemessene Informationen und Einrichtungen zum Waschen der Hände und zur Handdesinfektion sollten in jedem Fall zur Verfügung gestellt werden. Zum genaueren Verständnis des vermehrten Auftretens von *Campylobacter* spp. bei jungen Ziegen sind weitere Untersuchungen notwendig. Die Identifikation von asymptomatischen Ziegen mit einer Dermatophyteninfektion bedarf einer modifizierten Technik.

6 Summary

Jannis Göttling

Zoonotic bacteria in petting zoo settings in zoological gardens in Germany

Institute of Animal Hygiene and Veterinary Public Health, Faculty of Veterinary Medicine,
University of Leipzig

Submitted in October 2022

38 pages, 1 publication, 282 references

Keywords: *Campylobacter*, ESBL, goats, MRSA, Shiga-toxigenic *Escherichia coli*, zoo animals, zoonoses

Introduction

Direct animal contact is among the most powerful elements of the visitor experience in zoological gardens. People interact with small ruminants and most frequently with goats in an uncontrolled and immediate way during petting zoo visits. These facilities can pose a zoonotic risk to the guests since goats are potentially asymptomatic carriers of different zoonotic agents. Transmissions from goats to humans after the visit of petting zoos already occurred in the past.

Objective

The presence of selected zoonotic pathogens (Shiga-toxigenic *Escherichia coli* (STEC), *Coxiella burnetii*, *Campylobacter* spp., *Arcobacter* spp., *Salmonella* spp., *Yersinia* spp., extended-spectrum beta-lactamase (ESBL)-producing *Enterobacteriaceae*, methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*, (MRSA) and dermatophytes) in clinically healthy goats in petting zoos in zoological gardens in Germany was supposed to be examined.

Animals, Material and Methods

A total of 300 clinically healthy goats from 21 herds in 14 zoological institutions in Germany have been sampled within the scope of veterinary routine examinations. The detection of STEC and *Salmonella* spp. in rectal swabs was attempted by culture on GCG agar. *Escherichia coli*-suspectible isolates have been transferred to blood agar and were examined for selected virulence genes by PCR. Afterwards, serotyping for O and H antigen was conducted. A real-time PCR (qPCR) for IS1111 has been performed on the vaginal swabs from the 230 female animals in the sample in order to detect *Coxiella burnetii*. The isolation of *Campylobacter* spp. and *Arcobacter* spp. from rectal swabs was first done on selective media under microaerophilic conditions and followed by species identification via multiplex PCR and qPCR. The culture of *Yersinia* spp. on selective media after cold-enrichment was based on rectal swabs as well. After culture on a ESBL-selective agar from rectal swabs suspicious

colonies were examined for species identity and phenotypic antibiotic resistance using a VITEK system. Beta-lactamase genes were identified by PCR. Nasal swabs for the detection of MRSA were first enriched and then cultured on selective media. Isolated colonies were transferred to blood agar and examined by MALDI-TOF mass spectrometry. Positive samples underwent a microarray analysis. A modified Mackenzie brush technique was applied for the retrieval of danders that were used for culture on both a fungal agar and a selective dermatophyte agar. Possible demographic correlations concerning the presence of *Campylobacter* spp. were examined statistically with Fisher's exact test.

Results

Campylobacter spp. were detected by PCR in 22.7%, STEC in 20.0% and *Arcobacter* spp. in 1.7% of the 300 rectal swabs tested. The prevalence of *Campylobacter* spp. was higher in juvenile compared to adult animals (53.0% versus 14.1%; $p < 0.0001$). One isolate of the species *Escherichia fergusonii* showed phenotypic hints for the presence of an extended spectrum beta-lactamase. Its presence was confirmed by the detection of the gene *blaCTX-M-1*. *Staphylococcus aureus* was cultured in 20.7% of the nasal swabs from the goats of this study among them *mecC*-positive methicillin-resistant isolate. Neither *Salmonella* spp. nor *Yersinia* spp. were found in the sample. The detection of dermatophytes was unsuccessful with a considerable amount of overgrowth by environmental fungi (19.3%). The vaginal swabs of two of 230 female goats in the study produced positive PCR signals for *Coxiella burnetii* but had to be assessed as false-positive after extensive retesting and epidemiological evaluation.

Conclusions

Principally, the presence of a number of zoonotic pathogens has to be expected in goat herds in petting zoos since *Campylobacter* spp. and STEC occurred regularly within the sample of the present study. Therefore, the risk of transmission of zoonotic bacteria from goats to zoo visitors has to be taken into consideration while operating such enclosures. Appropriate information and facilities for hand washing and hand disinfection have to be provided in any case. Further investigations on the more prominent occurrence of *Campylobacter* spp. in younger goats are needed for a better understanding. The identification of asymptomatic goats with a dermatophyte infection requires a modified sample technique.

7 Literaturverzeichnis

Açik MN, Yüksel H, Ulucan A, Çetinkaya B. The first experimental research on the pathogenicity of *Arcobacter butzleri* in zebrafish. *Vet Microbiol.* 2016;189:32-8. doi:10.1016/j.vetmic.2016.04.016

Agostino JW, Ferguson JK, Eastwood K, Kirk MD. The increasing importance of community-acquired methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* infections. *Med J Aust.* 2017;207:388-93. doi:10.5694/mja17.00089

Alcalá L, Alonso CA, Simón C, González-Esteban C, Orós J, Rezusta A, Ortega C, Torres C. Wild Birds, Frequent Carriers of Extended-Spectrum β -Lactamase (ESBL) Producing *Escherichia coli* of CTX-M and SHV-12 Types. *Microb Ecol.* 2016;72:861-869. doi:10.1007/s00248-015-0718-0

Alelis KA, Borkowski PE, Fiorella P, Nasir J, Middaugh J, Blackmore C, Keen J (2009). Outbreak of shiga toxin-producing *Escherichia coli* O157 infection associated with a day camp petting zoo – Pinellas county, Florida, May-June 2007. *MMWR Surveill Summ.* 2009;58:426-28.

Almeida SR. Immunology of dermatophytosis. *Mycopathologia.* 2008;166:277-83. doi:10.1007/s11046-008-9103-6

Alteras I. On the long-term survival of keratinophilic fungi in non-sterile soil. *Mycopathol Mycol Appl.* 1971;44:177-81. doi:10.1007/BF02051886

Aly R. Ecology and epidemiology of dermatophyte infections. *J Am Acad Dermatol.* 1994;31:S21-5. doi:10.1016/s0190-9622(08)81262-5

Anderson US, Benne M, Bloomsmith MA, Maple TL. Retreat space and human visitor density moderate undesirable behavior in petting zoo animals. *J Appl Anim Welf Sci.* 2002;5:125-37. doi:10.1207/S15327604JAWS0502_03

Angelidis AS, Komodromos D, Giannakou R, Arsenos G, Gelasakis AI, Kyritsi M, Filioussis G, Hadjichristodoulou C, Torounidou P, Papa A, Sergelidis D. Isolation and characterization of *Staphylococcus aureus* and methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) from milk of dairy goats under low-input farm management in Greece. *Vet Microbiol.* 2020;247:108749. doi:10.1016/j.vetmic.2020.108749

Anon. Richtlinie 1999/22/EG des Rates vom 29. März 1999 über die Haltung von Wildtieren in Zoos (ABl. L 94 vom 9.4.1999, S. 24-26).

Aras Z, Aydin I, Kav K. Isolation of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* from caprine mastitis cases. *Small Rumin Res.* 2012;102:68-73. doi:10.1016/j.smallrumres.2011.08.014

Arnold T, Neubauer H, Ganter M, Nikolaou K, Roesler U, Truyen U, Hensel A. Prevalence of *Yersinia enterocolitica* in goat herds from Northern Germany. *J Vet Med B Infect Dis Vet Public Health.* 2006;53:382-6. doi:10.1111/j.1439-0450.2006.01004.x

Arpaia N, Godec J, Lau L, Sivick KE, McLaughlin LM, Jones MB, Dracheva T, Peterson SN, Monack DM, Barton GM. TLR signaling is required for *Salmonella typhimurium* virulence. *Cell.* 2011;144:675-88. doi:10.1016/j.cell.2011.01.031

Arricau Bouvery N, Souriau A, Lechopier P, Rodolakis A. Experimental *Coxiella burnetii* infection in pregnant goats: excretion routes. *Vet Res.* 2003;34:423-33. doi:10.1051/vetres:2003017

Ashgar SS, Oldfield NJ, Wooldridge KG, Jones MA, Irving GJ, Turner DP, Ala'Aldeen DA. CapA, an autotransporter protein of *Campylobacter jejuni*, mediates association with human epithelial cells and colonization of the chicken gut. *J Bacteriol.* 2007;189:1856-65. doi:10.1128/JB.01427-06.

Asuming-Bediako N, Parry-Hanson Kunadu A, Abraham S, Habib I. *Campylobacter* at the Human-Food Interface: The African Perspective. *Pathogens.* 2019;8:87. doi: 10.3390/pathogens8020087

Bacci S, Villumsen S, Valentiner-Branth P, Smith B, Krogfelt KA, Mølbak K. Epidemiology and clinical features of human infection with *Coxiella burnetii* in Denmark during 2006-07. *Zoonoses Public Health.* 2012;59:61-8. doi:10.1111/j.1863-2378.2011.01419.x

Backert S, Boehm M, Wessler S, Tegtmeyer N. Transmigration route of *Campylobacter jejuni* across polarized intestinal epithelial cells: paracellular, transcellular or both? *Cell Commun Signal.* 2013;11:72. doi:10.1186/1478-811X-11-72.

Barker SB, Rogers CS, Turner JW, Karpf AS, Suthers-McCabe HM. Benefits of interacting with companion animals. *Am Behav Sci.* 2003;47:94-99. doi:10.1177/0002764203255215

Bath GF, Leask R, Pettey KP, Coetzee DJ. Abortions in sheep associated with *Arcobacter skirrowii* infection. *J S Afr Vet Assoc.* 2013;84:952. doi:10.4102/jsava.v84i1.952

Bäumler AJ, Tsois RM, Ficht TA, Adams LG. Evolution of host adaptation in *Salmonella enterica*. *Infect Immun.* 1998;66:4579-87. doi:10.1128/IAI.66.10.4579-4587.1998

Beck AM, Meyers NM. Health Enhancement and Companion Animal Ownership. *Annu Rev Public Health*. 1996;17:247-57. doi:10.1146/annurev.pu.17.050196.001335

Becker K, Ballhausen B, Köck R, Kriegeskorte A. Methicillin resistance in *Staphylococcus* isolates: the "mec alphabet" with specific consideration of mecC, a mec homolog associated with zoonotic *S. aureus* lineages. *Int J Med Microbiol*. 2014;304:794-804. doi:10.1016/j.ijmm.2014.06.007

Bergqvist C, Kurban M, Abbas O. Orf virus infection. *Rev Med Virol*. 2017;27: e1932. doi:10.1002/rmv.1932

Berri M, Rousset E, Champion JL, Russo P, Rodolakis A. Goats may experience reproductive failures and shed *Coxiella burnetii* at two successive parturitions after a Q fever infection. *Res Vet Sci*. 2007;83:47-52. doi:10.1016/j.rvsc.2006.11.001

Bertrand S, Rimhanen-Finne R, Weill FX, Rabsch W, Thornton L, Perevoscikovs J, van Pelt W, Heck M. *Salmonella* infections associated with reptiles: the current situation in Europe. *Euro Surveill*. 2008;13:18902.

Beutin L, Geier D, Steinrück H, Zimmermann S, Scheutz F. Prevalence and some properties of verotoxin (Shiga-like toxin)-producing *Escherichia coli* in seven different species of healthy domestic animals. *J Clin Microbiol*. 1993;31:2483-8. doi:10.1128/jcm.31.9.2483-2488.1993

Beutin L, Martin A. Outbreak of Shiga toxin-producing *Escherichia coli* (STEC) O104:H4 infection in Germany causes a paradigm shift with regard to human pathogenicity of STEC strains. *J Food Prot*. 2012;75:408-18. doi:10.4315/0362-028X.JFP-11-452

Bhan MK, Bahl R, Bhatnagar S. Typhoid and paratyphoid fever. *Lancet*. 2005;366:749-62. doi:10.1016/S0140-6736(05)67181-4

Blount ZD. The natural history of model organisms: The unexhausted potential of *E. coli*. *Elife*. 2015;4:e05826. doi:10.7554/eLife.05826

Bos ME, Verstappen KM, van Cleef BA, Dohmen W, Dorado-García A, Graveland H, Duim B, Wagenaar JA, Kluytmans JA, Heederik DJ. Transmission through air as a possible route of exposure for MRSA. *J Expo Sci Environ Epidemiol*. 2016;26:263-9. doi:10.1038/jes.2014.85

Bradford PA. Extended-Spectrum β -Lactamases in the 21st Century: Characterization, Epidemiology,

and Detection of This Important Resistance Threat. *Clin Microbiol Rev.* 2001;14:933-51. doi:10.1128/CMR.14.4.933-951.2001

Brigotti M, Carnicelli D, Ravanelli E, Vara AG, Martinelli C, Alfieri RR, Petronini PG, Sestili P. Molecular damage and induction of proinflammatory cytokines in human endothelial cells exposed to Shiga toxin 1, Shiga toxin 2, and alpha-sarcin. *Infect Immun.* 2007;75:2201-7. doi:10.1128/IAI.01707-06

Brom RVD, Santman-Berends I, Dijkman R, Vellema P, Dijkman R, Engelen EV. An Accessible Diagnostic Toolbox to Detect Bacterial Causes of Ovine and Caprine Abortion. *Pathogens.* 2021;10:1147. doi:10.3390/pathogens10091147

Buchholz U, Bernard H, Werber D, Böhmer MM, Remschmidt C, Wilking H, Deleré Y, an der Heiden M, Adlhoch C, Dreesman J, Ehlers J, Ethelberg S, Faber M, Frank C, Fricke G, Greiner M, Höhle M, Ivarsson S, Jark U, Kirchner M, Koch J, Krause G, Lubber P, Rosner B, Stark K, Kühne M. German outbreak of *Escherichia coli* O104:H4 associated with sprouts. *N Engl J Med.* 2011;365:1763-70. doi:10.1056/NEJMoa1106482

Butzler JP. *Campylobacter*, from obscurity to celebrity. *Clin Microbiol Infect.* 2004;10:868-76. doi:10.1111/j.1469-0691.2004.00983.x

Cabañez FJ. Dermatophytes in domestic animals. In Kushwaha RKS, Guarro R, Hrsg. *Biology of Dermatophytes and other Keratinophilic Fungi*. 1. Aufl. Bilbao:Revista Iberoamericana de Micología; 2000. p. 104–108.

Caruso M, Latorre L, Santagada G, Fraccalvieri R, Miccolupo A, Sottili R, Palazzo L, Parisi A. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in sheep and goat bulk tank milk from Southern Italy. *Small Rumin Res.* 2016;135:26-31. doi:10.1016/j.smallrumres.2015.12.023

Chattaway MA, Langridge GC, Wain J. *Salmonella* nomenclature in the genomic era: a time for change. *Sci Rep.* 2021;11:7494. doi:10.1038/s41598-021-86243-w

Chieffi D, Fanelli F, Fusco V. *Arcobacter butzleri*: Up-to-date taxonomy, ecology, and pathogenicity of an emerging pathogen. *Compr Rev Food Sci Food Saf.* 2020;19:2071-2109. doi:10.1111/1541-4337.12577

Christie AB, Chen TH, Elberg SS. Plague in camels and goats: their role in human epidemics. *J Infect Dis.* 1980;141:724-6. doi:10.1093/infdis/141.6.724

Clayton S, Fraser J, Saunders CD. Zoo experiences: conversations, connections, and concern for animals. *Zoo Biol.* 2009;28:377-97. doi:10.1002/zoo.20186

Collado L, Figueras MJ. Taxonomy, epidemiology, and clinical relevance of the genus *Arcobacter*. *Clin Microbiol Rev.* 2011 Jan;24:174-92. doi:10.1128/CMR.00034-10

Conceição T, Diamantino F, Coelho C, de Lencastre H, Aires-de-Sousa M. Contamination of public buses with MRSA in Lisbon, Portugal: a possible transmission route of major MRSA clones within the community. *PLoS One.* 2013;8:e77812. doi:10.1371/journal.pone.0077812

Conway T, Cohen PS. Commensal and Pathogenic *Escherichia coli* Metabolism in the Gut. *Microbiol Spectr.* 2015;3:10.1128/microbiolspec.MBP-0006-2014. doi:10.1128/microbiolspec.MBP-0006-2014

Coolman AA, Niedbalski A, Powell DM, Kozlowski CP, Franklin AD, Deem SL. Changes in human health parameters associated with an immersive exhibit experience at a zoological institution. *PLoS One.* 2020;15:e0231383. doi:10.1371/journal.pone.0231383

Cooper A, Stephens J, Ketheesan N, Govan B. Detection of *Coxiella burnetii* DNA in wildlife and ticks in northern Queensland, Australia. *Vector Borne Zoonotic Dis.* 2013;13:12-6. doi:10.1089/vbz.2011.0853

Coque TM, Baquero F, Canton R. Increasing prevalence of ESBL-producing *Enterobacteriaceae* in Europe. *Euro Surveill.* 2008;13:19044

Cordsmeier A, Wagner N, Lührmann A, Berens C. Defying Death - How *Coxiella burnetii* Copes with Intentional Host Cell Suicide. *Yale J Biol Med.* 2019;92:619-628

Cortés C, de la Fuente R, Contreras A, Sánchez A, Corrales JC, Martínez S, Orden JA. A survey of *Salmonella* spp and *Campylobacter* spp in dairy goat faeces and bulk tank milk in the Murcia region of Spain. *Ir Vet J.* 2006;59:391-3. doi: 10.1186/2046-0481-59-7-391

Courvalin P. Why is antibiotic resistance a deadly emerging disease? *Clin Microbiol Infect.* 2016;22:405-407. doi:10.1016/j.cmi.2016.01.012

Crump JA, Sulka AC, Langer AJ, Schaden C, Crielly AS, Gage R, Baysinger M, Moll M, Withers G, Toney DM, Hunter SB & Hoekstra M. An Outbreak of *Escherichia coli* O157:H7 Infections among Visitors of a Dairy Farm. *N Engl J Med.* 2002;347:555-60. doi:10.1056/NEJMoa020524

Cuny C, Köck R, Witte W. Livestock associated MRSA (LA-MRSA) and its relevance for humans in Germany. *Int J Med Microbiol.* 2013;303:331-7. [doi:10.1016/j.ijmm.2013.02.010](https://doi.org/10.1016/j.ijmm.2013.02.010)

Dahms C, Hübner NO, Kossow A, Mellmann A, Dittmann K, Kramer A. Occurrence of ESBL-Producing *Escherichia coli* in Livestock and Farm Workers in Mecklenburg-Western Pomerania, Germany. *PLoS One.* 2015;10:e0143326. [doi:10.1371/journal.pone.0143326](https://doi.org/10.1371/journal.pone.0143326)

Davis MA, Sheng H, Newman J, Hancock DD, Hovde CJ. Comparison of a waterless hand-hygiene preparation and soap-and-water hand washing to reduce coliforms on hands in animal exhibit settings. *Epidemiol Infect.* 2006;134:1024-8. [doi:10.1017/S095026880600598X](https://doi.org/10.1017/S095026880600598X)

Hasanpour Dehkordi A, Khaji L, Sakhaei Shahreza MH, Mashak Z, Safarpour Dehkordi F, Safaei Y, Hosseinzadeh A, Alavi I, Ghasemi E, Rabiei-Faradonbeh M. One-year prevalence of antimicrobial susceptibility pattern of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* recovered from raw meat. *Trop Biomed.* 2017;34:396-404.

Degreef H. Clinical forms of dermatophytosis (ringworm infection). *Mycopathologia.* 2008;166:257-65. [doi:10.1007/s11046-008-9101-8](https://doi.org/10.1007/s11046-008-9101-8)

De Hoog GS, Dukik K, Monod M, Packeu A, Stubbe D, Hendrickx M, Kupsch C, Stielow JB, Freeke J, Göker M, Rezaei-Matehkolaei A, Mirhendi H, Gräser Y. Toward a Novel Multilocus Phylogenetic Taxonomy for the Dermatophytes. *Mycopathologia.* 2017 ;182:5-31. [doi:10.1007/s11046-016-0073-9](https://doi.org/10.1007/s11046-016-0073-9)

De Smet S, De Zutter L, Houf K. Small ruminants as carriers of the emerging foodborne pathogen *Arcobacter* on small and medium farms. *Small Rumin Res.* 2011;97:124-29. [doi:10.1016/j.smallrumres.2011.02.004](https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2011.02.004)

Di Blasio A, Traversa A, Giacometti F, Chiesa F, Piva S, Decastelli L, Dondo A, Gallina S, Zoppi S. Isolation of *Arcobacter* species and other neglected opportunistic agents from aborted bovine and caprine fetuses. *BMC Vet Res.* 2019;15:257. [doi:10.1186/s12917-019-2009-3](https://doi.org/10.1186/s12917-019-2009-3)

Dittrich S, Schüring-Grauert A, Dittrich L. Was geschieht auf der Streichelwiese?. *Der Zoofreund.* 1973;3:2-3.

Dittrich L, Rieke-Müller A. Ein Garten für Menschen und Tiere. 1. Aufl. Hannover: Verlagsgesellschaft Grütter; 1990.

Drummond N, Murphy BP, Ringwood T, Prentice MB, Buckley JF, Fanning S. *Yersinia enterocolitica*: a brief review of the issues relating to the zoonotic pathogen, public health challenges, and the pork production chain. *Foodborne Pathog Dis.* 2012;9:179-89. doi:10.1089/fpd.2011.0938

Doudah L, de Zutter L, Baré J, De Vos P, Vandamme P, Vandenberg O, Van den Abeele AM, Houf K. Occurrence of putative virulence genes in *Arcobacter* species isolated from humans and animals. *J Clin Microbiol.* 2012;50:735-41. doi:10.1128/JCM.05872-11

Dulon M, Peters C, Schablon A, Nienhaus A. MRSA carriage among healthcare workers in non-outbreak settings in Europe and the United States: a systematic review. *BMC Infect Dis.* 2014;14:363. doi:10.1186/1471-2334-14-363

Durso LM, Reynolds K, Bauer N, Keen JE. Shiga-Toxigenic *Escherichia coli* O157:H7 Infections among Livestock Exhibitors and Visitors at a Texas County Fair. *Vector Borne Zoonotic Dis.* 2005;5:193-201. doi:10.1089/vbz.2005.5.193

Ebani VV, Mancianti F. Potential Role of Birds in the Epidemiology of *Coxiella burnetii*, *Coxiella*-like Agents and *Hepatozoon* spp. *Pathogens.* 2022;11:298. doi:10.3390/pathogens11030298

Eckstein M, Mamaev I, Ditzen B, Sailer U. Calming Effects of Touch in Human, Animal, and Robotic Interaction-Scientific State-of-the-Art and Technical Advances. *Front Psychiatry.* 2020;11:555058. doi:10.3389/fpsy.2020.555058

Evans BA, Amyes SG. OXA β -lactamases. *Clin Microbiol Rev.* 2014;27:241-63. doi:10.1128/CMR.00117-13

Evers EG, Berk PA, Horneman ML, van Leusden FM, de Jonge R. A quantitative microbiological risk assessment for *Campylobacter* in petting zoos. *Risk Anal.* 2014;34:1618-38. doi:10.1111/risa.12197

Fàbrega A, Vila J. *Yersinia enterocolitica*: pathogenesis, virulence and antimicrobial resistance. *Enferm Infecc Microbiol Clin.* 2012;30:24-32. doi:10.1016/j.eimc.2011.07.017

Farrand A, Hosey G, Buchanan-Smith HM. The visitor effect in petting zoo-housed animals: Aversive or enriching?. *Appl Anim Behav Sci.* 2014;151:117-27. doi:10.1016/j.applanim.2013.11.012

Fell HG, Osborne OG, Jones MD, Atkinson S, Tarr S, Keddie SH, Algar AC. Biotic factors limit the invasion of the plague pathogen (*Yersinia pestis*) in novel geographical settings. *Glob Ecol Biogeogr.*

2022;31:672-84. doi:10.1111/geb.13453

Ferens WA, Hovde CJ. *Escherichia coli* O157:H7: animal reservoir and sources of human infection. Foodborne Pathog Dis. 2011;8:465-87. doi:10.1089/fpd.2010.0673

Ferreira S, Queiroz JA, Oleastro M, Domingues FC. Insights in the pathogenesis and resistance of *Arcobacter*: A review. Crit Rev Microbiol. 2016;42:364-83. doi:10.3109/1040841X.2014.954523

Ferreira S, Luís Â, Oleastro M, Pereira L, Domingues FC. A meta-analytic perspective on *Arcobacter* spp. antibiotic resistance. J Glob Antimicrob Resist. 2019;16:130-139. doi:10.1016/j.jgar.2018.12.018

Fisher MC, Pasmans F, Martel A. Virulence and Pathogenicity of Chytrid Fungi Causing Amphibian Extinctions. Annu Rev Microbiol. 2021;75:673-693. doi:10.1146/annurev-micro-052621-124212

Fleckenstein JM, Kuhlmann FM. Enterotoxigenic *Escherichia coli* Infections. Curr Infect Dis Rep. 2019;21:9. doi:10.1007/s11908-019-0665-x

Foster TJ. Surface Proteins of *Staphylococcus aureus*. Microbiol Spectr. 2019;7:1-22. doi:10.1128/microbiolspec.GPP3-0046-2018

Foster-Nyarko E, Pallen MJ. The microbial ecology of *Escherichia coli* in the vertebrate gut. FEMS Microbiol Rev. 2022;46:1-22. doi:10.1093/femsre/fuac008

Fredriksson-Ahomaa M, Joutsen S, Laukkanen-Ninios R. Identification of *Yersinia* at the Species and Subspecies Levels Is Challenging. Curr Clin Microbiol Rep. 2018;5:135-42. doi:10.1007/s40588-018-0088-8

Friedman CR, Torigian C, Shillam PJ, Hoffman RE, Heltzel D, Beebe JL, Malcolm G, DeWitt WE, Hutwagner L, Griffin PM. An outbreak of salmonellosis among children attending a reptile exhibit at a zoo. J Pediatr. 1998;132:802-7. doi:10.1016/s0022-3476(98)70307-5

Galimand M, Carniel E, Courvalin P. Resistance of *Yersinia pestis* to antimicrobial agents. Antimicrob Agents Chemother. 2006;50:3233-6. doi:10.1128/AAC.00306-06

Ganter M. Verdauungssystem. In Bosted H, Ganter M, Hiepe T, Hrsg. Klinik der Schaf- und Ziegenkrankheiten. 1. Aufl. Stuttgart:Georg Thieme Verlag KG; 2018. p. 111-137.

Gaudreau C, Rodrigues-Coutlée S, Pilon PA, Coutlée F, Bekal S. Long-Lasting Outbreak of Erythromycin- and Ciprofloxacin-Resistant *Campylobacter jejuni* Subspecies *jejuni* From 2003 to 2013 in Men Who Have Sex With Men, Quebec, Canada. Clin Infect Dis. 2015;61:1549-52. doi:10.1093/cid/civ570

Geoghegan JA, Irvine AD, Foster TJ. *Staphylococcus aureus* and Atopic Dermatitis: A Complex and Evolving Relationship. Trends Microbiol. 2018;26:484-497. doi:10.1016/j.tim.2017.11.008

Gilbert MJ, Duim B, Zomer AL, Wagenaar JA. Living in Cold Blood: *Arcobacter*, *Campylobacter*, and *Helicobacter* in Reptiles. Front Microbiol. 2019;10:1086. doi:10.3389/fmicb.2019.01086

Giske CG, Sundsfjord AS, Kahlmeter G, Woodford N, Nordmann P, Paterson DL, Cantón R, Walsh TR. Redefining extended-spectrum beta-lactamases: balancing science and clinical need. J Antimicrob Chemother. 2009;63:1-4. doi:10.1093/jac/dkn444

González-Barrio D, Ruiz-Fons F. *Coxiella burnetii* in wild mammals: A systematic review. Transbound Emerg Dis. 2019;66:662-671. doi:10.1111/tbed.13085

Goode B, O'Reilly, C, Dunn J. Outbreak of *Escherichia coli* O157 H7 Infections After Petting Zoo Visits, North Carolina State Fair, October-November 2004. Arch Pediatr Adolesc Med. 2009;163:42-48. doi:10.1001/archpediatrics.2008.525

Gräser Y, Monod M, Bouchara JP, Dukik K, Nenoff P, Kargl A, Kupsch C, Zhan P, Packeu A, Chaturvedi V, de Hoog S. New insights in dermatophyte research. Med Mycol. 2018;56:2-9. doi:10.1093/mmy/myx141

Grothmann P. Zur Prävalenz fakultativ pathogener Bakterien in deutschen Zoos mittels *Yersinia*- und *Burkholderia*-selektierender Nährmedien [Dissertation med. Vet]. Hannover: Tierärztliche Hochschule Hannover; 2007.

Grumann D, Nübel U, Bröker BM. *Staphylococcus aureus* toxins--their functions and genetics. Infect Genet Evol. 2014;21:583-92. doi:10.1016/j.meegid.2013.03.013

Guiney DG, Lesnick M. Targeting of the actin cytoskeleton during infection by *Salmonella* strains. Clin Immunol. 2005;114:248-55. doi:10.1016/j.clim.2004.07.014

Guerry P, Szymanski CM, Prendergast MM, Hickey TE, Ewing CP, Pattarini DL, Moran AP. Phase variation of *Campylobacter jejuni* 81-176 lipooligosaccharide affects ganglioside mimicry and

invasiveness in vitro. *Infect Immun.* 2002;70:787-93. doi:10.1128/IAI.70.2.787-793.2002.

Gutema FD, Agga GE, Abdi RD, De Zutter L, Duchateau L, Gabriël S. Prevalence and Serotype Diversity of *Salmonella* in Apparently Healthy Cattle: Systematic Review and Meta-Analysis of Published Studies, 2000-2017. *Front Vet Sci.* 2019;6:102. doi:10.3389/fvets.2019.00102

Haaber J, Penadés JR, Ingmer H. Transfer of Antibiotic Resistance in *Staphylococcus aureus*. *Trends Microbiol.* 2017;25:893-905. doi:10.1016/j.tim.2017.05.011

Hackert VH, Van der Hoek W, Dukers-Muijers N, de Bruin A, Al Dahouk S, Neubauer H, Bruggeman CA, Hoebe CJPA. Q Fever: Single-Point Source Outbreak With High Attack Rates and Massive Numbers of Undetected Infections Across an Entire Region. *Clin Infect Dis.* 2012;55:1591-99. doi:10.1093/cid/cis734

Heimesaat MM, Haag LM, Fischer A, Otto B, Kühl AA, Göbel UB, Bereswill S. Survey of extra-intestinal immune responses in asymptomatic long-term *Campylobacter jejuni*-infected mice. *Eur J Microbiol Immunol (Bp).* 2013;3:174-82. doi:10.1556/EuJMI.3.2013.3.4

Heinzen RA, Hackstadt T, Samuel JE. Developmental biology of *Coxiella burnettii*. *Trends Microbiol.* 1999;7:149-54. doi:10.1016/s0966-842x(99)01475-4

Heinitz ML, Ruble RD, Wagner DE, Tatini SR. Incidence of *Salmonella* in fish and seafood. *J Food Prot.* 2000;63:579-92. doi:10.4315/0362-028x-63.5.579

Heuvelink AE, Van Heerwaarden C, Zwartkruisnahuus JTM, Van Oosterom R, Edink K, Van Duynhoven YTHP, De Boer. *Escherichia coli* O157 infection associated with a petting zoo. *Epidemiol Infect.* 2002;129:295-302. doi:10.1017/s095026880200732x

Hinnebusch BJ. The evolution of flea-borne transmission in *Yersinia pestis*. *Curr Issues Mol Biol.* 2005;7:197-212

Hironaga M, Fujigaki T, Watanabe S. *Trichophyton mentagrophytes* skin infections in laboratory animals as a cause of zoonosis. *Mycopathologia.* 1981;73:101-4. doi:10.1007/BF00562598

Hogerwerf L, van den Brom R, Roest HI, Bouma A, Vellema P, Pieterse M, Dercksen D, Nielen M. Reduction of *Coxiella burnettii* prevalence by vaccination of goats and sheep, The Netherlands. *Emerg Infect Dis.* 2011;17:379-86. doi:10.3201/eid1703.101157

Hosamani M, Scagliarini A, Bhanuprakash V, McInnes CJ, Singh RK. Orf: an update on current research and future perspectives. *Expert Rev Anti Infect Ther.* 2009;7:879-93. doi:10.1586/eri.09.64

Hugas M, Beloeil P. Controlling *Salmonella* along the food chain in the European Union - progress over the last ten years. *Euro Surveill.* 2014;19:20804. doi:10.2807/1560-7917.es2014.19.19.20804

Hughes D, Jensen N. *Yersinia enterocolitica* in raw goat's milk. *Appl Environ Microbiol.* 1981;41:309-10. doi:10.1128/aem.41.1.309-310.1981

Huovinen E, Sihvonen LM, Virtanen MJ, Haukka K, Siitonen A, Kuusi M. Symptoms and sources of *Yersinia enterocolitica*-infection: a case-control study. *BMC Infect Dis.* 2010;10:122. doi:10.1186/1471-2334-10-122

Hur J, Jawale C, Lee JH. Antimicrobial resistance of *Salmonella* isolated from food animals: A review. *Food Res Int.* 2012;45:819-830. doi:10.1016/j.foodres.2011.05.014

Isidean SD, Riddle MS, Savarino SJ, Porter CK. A systematic review of ETEC epidemiology focusing on colonization factor and toxin expression. *Vaccine.* 2011;29:6167-78. doi:10.1016/j.vaccine.2011.06.084

Islam MA, Heuvelink AE, de Boer E, Sturm PD, Beumer RR, Zwietering MH, Faruque ASG, Haque R, Sack DA, Talukder KA. Shiga toxin-producing *Escherichia coli* isolated from patients with diarrhoea in Bangladesh. *J Med Microbiol.* 2007;56:380-385. doi:10.1099/jmm.0.46916-0

Isler M, Wissmann R, Morach M, Zurfluh K, Stephan R, Nüesch-Inderbinnen M. Animal petting zoos as sources of Shiga toxin-producing *Escherichia coli*, *Salmonella* and extended-spectrum β -lactamase (ESBL)-producing *Enterobacteriaceae*. *Zoonoses Public Health.* 2021;68:79-87. doi:10.1111/zph.12798

Jamali H, Paydar M, Radmehr B, Ismail S. Prevalence, characterization, and antimicrobial resistance of *Yersinia* species and *Yersinia enterocolitica* isolated from raw milk in farm bulk tanks. *J Dairy Sci.* 2015;98:798-803. doi:10.3168/jds.2014-8853

Janssen R, Krogfelt KA, Cawthraw SA, van Pelt W, Wagenaar JA, Owen RJ. Host-pathogen interactions in *Campylobacter* infections: the host perspective. *Clin Microbiol Rev.* 2008;21:505-18. doi:10.1128/CMR.00055-07

Jiang HX, Tang D, Liu YH, Zhang XH, Zeng ZL, Xu L, Hawkey PM. Prevalence and characteristics of β -

lactamase and plasmid-mediated quinolone resistance genes in *Escherichia coli* isolated from farmed fish in China. J Antimicrob Chemother. 2012;67:2350-3. doi:10.1093/jac/dks250

Johannes L, Römer W. Shiga toxins--from cell biology to biomedical applications. Nat Rev Microbiol. 2010;8:105-16. doi:10.1038/nrmicro2279

Kaper JB, Nataro JP, Mobley HL. Pathogenic *Escherichia coli*. Nat Rev Microbiol. 2004;2:123-40. doi:10.1038/nrmicro818

Karpman D, Connell H, Svensson M, Scheutz F, Alm P, Svanborg C. The role of lipopolysaccharide and Shiga-like toxin in a mouse model of *Escherichia coli* O157:H7 infection. J Infect Dis. 1997;175:611-20. doi:10.1093/infdis/175.3.611

Khurana A, Sardana K, Chowdhary A. Antifungal resistance in dermatophytes: Recent trends and therapeutic implications. Fungal Genet Biol. 2019;132:103255. doi:10.1016/j.fgb.2019.103255

Kibbler CC, Quick A, O'Neill AM. The effect of increased bed numbers on MRSA transmission in acute medical wards. J Hosp Infect. 1998;39:213-9. doi:10.1016/s0195-6701(98)90260-2

Kitamoto M, Kito K, Niimi Y, Shoda S, Takamura A, Hiramatsu T, Akashi T, Yokoi Y, Hirano H, Hosokawa M, Yamamoto A, Agata N, Hamajima N. Food poisoning by *Staphylococcus aureus* at a university festival. Jpn J Infect Dis. 2009;62:242-3.

Klös HG, Frädrieh H, Klös U. Die Arche Noah an der Spree. 1. Aufl. Berlin: FAB Verlag; 1994.

Kobayashi SD, Malachowa N, DeLeo FR. Pathogenesis of *Staphylococcus aureus* abscesses. Am J Pathol. 2015;185:1518-27. doi:10.1016/j.ajpath.2014.11.030

Köck R, Mellmann A, Schaumburg F, Friedrich AW, Kipp F, Becker K. The epidemiology of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in Germany. Dtsch Arztebl Int. 2011;108:761-7. doi:10.3238/arztebl.2011.0761

Köck R, Ballhausen B, Bischoff M, Cuny C, Eckman T, Fetsch A, Harmsen D, Tobias G, Oberheitmann B, Schwarz S, Selhorst T, Tenhagen BA, Walther B, Witte W, Ziebuhr W, Becker K. The impact of zoonotic MRSA colonization and infection in Germany. Berl Munch Tierarztl Wochenschr. 2015;127:384-98.

Koehler LM, Kloppert B, Hamann HP, El-Sayed A, Zschöck M. Comprehensive literature review of the

sources of infection and transmission routes of *Coxiella burnetii*, with particular regard to the criteria of "evidence-based medicine". *Comp Immunol Microbiol Infect Dis.* 2019;64:67-72. doi:10.1016/j.cimid.2019.02.004

Körner S, Makert GR, Mertens-Scholz K, Henning K, Pfeffer M, Starke A, Nijhof AM, Ulbert S. Uptake and fecal excretion of *Coxiella burnetii* by *Ixodes ricinus* and *Dermacentor marginatus* ticks. *Parasit Vectors.* 2020 Feb 14;13(1):75. doi: 10.1186/s13071-020-3956-z

Körner S, Makert GR, Ulbert S, Pfeffer M, Mertens-Scholz K. The Prevalence of *Coxiella burnetii* in Hard Ticks in Europe and Their Role in Q Fever Transmission Revisited-A Systematic Review. *Front Vet Sci.* 2021;8:655715. doi:10.3389/fvets.2021.655715

Korniłowicz-Kowalska T, Kitowski I, Iglík H. Geophilic dermatophytes and other keratinophilic fungi in the nests of wetland birds. *Acta Mycol.* 2011;46:83-107. doi:10.5586/am.2011.005

Krismer B, Weidenmaier C, Zipperer A, Peschel A. The commensal lifestyle of *Staphylococcus aureus* and its interactions with the nasal microbiota. *Nat Rev Microbiol.* 2017;15:675-687. doi:10.1038/nrmicro.2017.104

Kwaga J, Iversen JO. Isolation of *Yersinia enterocolitica* (O:5,27 biotype 2) from a common garter snake. *J Wildl Dis.* 1993;29:127-9. doi: 10.7589/0090-3558-29.1.127

La Ragione RM, Best A, Woodward MJ, Wales AD. *Escherichia coli* O157:H7 colonization in small domestic ruminants. *FEMS Microbiol Rev.* 2009;33:394-410. doi:10.1111/j.1574-6976.2008.00138.x

Lautenbach E, Harris AD, Perencevich EN, Nachamkin I, Tolomeo P, Metlay JP. Test characteristics of perirectal and rectal swab compared to stool sample for detection of fluoroquinolone-resistant *Escherichia coli* in the gastrointestinal tract. *Antimicrob Agents Chemother.* 2005;49:798-800. doi:10.1128/AAC.49.2.798-800.2005

Lazou T, Houf K, Soutos N, Dovas C, Iossifidou E. *Campylobacter* in small ruminants at slaughter: prevalence, pulstypes and antibiotic resistance. *Int J Food Microbiol.* 2014;173:54-61. doi: 10.1016/j.ijfoodmicro.2013.12.011

Lee JH, Bae IK, Lee SH. New definitions of extended-spectrum β -lactamase conferring worldwide emerging antibiotic resistance. *Med Res Rev.* 2012;32:216-32. doi:10.1002/med.20210

Lee G, Pan W, Peñataro Yori P, Paredes Olortegui M, Tilley D, Gregory M, Oberhelman R, Burga R,

Chavez CB, Kosek M. Symptomatic and asymptomatic *Campylobacter* infections associated with reduced growth in Peruvian children. PLoS Negl Trop Dis. 2013;7:e2036. doi:10.1371/journal.pntd.0002036

Lefebvre SL, Reid-Smith R, Boerlin P, Weese JS. Evaluation of the risks of shedding Salmonellae and other potential pathogens by therapy dogs fed raw diets in Ontario and Alberta. Zoonoses Public Health. 2008;55:470-80. doi:10.1111/j.1863-2378.2008.01145.x

Leistner R, Schröder C, Geffers C, Breier AC, Gastmeier P, Behnke M. Regional distribution of nosocomial infections due to ESBL-positive *Enterobacteriaceae* in Germany: data from the German National Reference Center for the Surveillance of Nosocomial Infections (KISS). Clin Microbiol Infect. 2015;21:255.e1-5. doi:10.1016/j.cmi.2014.07.015

LeJeune JT, Davis MA. Outbreaks of zoonotic enteric disease associated with animal exhibits. J Am Vet Med Assoc. 2004;224:1440-45. doi:10.2460/javma.2004.224.1440

Li X, Tang H, Xu Z, Tang H, Fan Z, Jiao X, Huang J. Prevalence and characteristics of *Campylobacter* from the genital tract of primates and ruminants in Eastern China. Transbound Emerg Dis. 2022;im Druck. doi:10.1111/tbed.14524

Lin BB, Pattle N, Kelley P, Jaksic AS. Multiplex RT-PCR provides improved diagnosis of skin and nail dermatophyte infections compared to microscopy and culture: a laboratory study and review of the literature. Diagn Microbiol Infect Dis. 2021;101:115413. doi:10.1016/j.diagmicrobio.2021.115413

Literak I, Dolejska M, Radimersky T, Klimes J, Friedman M, Aarestrup FM, Hasman H, Cizek A. Antimicrobial-resistant faecal *Escherichia coli* in wild mammals in central Europe: multiresistant *Escherichia coli* producing extended-spectrum beta-lactamases in wild boars. J Appl Microbiol. 2010;108:1702-11. doi:10.1111/j.1365-2672.2009.04572.x

Liu YY, Wang Y, Walsh TR, Yi LX, Zhang R, Spencer J, Doi Y, Tian G, Dong B, Huang X, Yu LF, Gu D, Ren H, Chen X, Lv L, He D, Zhou H, Zisen L, Liu JH, Shen J. Emergence of plasmid-mediated colistin resistance mechanism MCR-1 in animals and human beings in China: a microbiological and molecular biological study. Lancet Infect Dis. 2016;16:161-68. doi:10.1016/S1473-3099(15)00424-7

Livermore DM. Defining an extended-spectrum beta-lactamase. Clin Microbiol Infect. 2008;14:3-10. doi:10.1111/j.1469-0691.2007.01857.x

Loncaric I, Brunthaler R, Spersger J. Suspected Goat-to-Human Transmission of Methicillin-Resistant

Staphylococcus aureus Sequence Type 398. J Clin Microbiol. 2013;55:1625-26.
doi:10.1128/JCM.03052-12

Louwen R, van Baarlen P, van Vliet AH, van Belkum A, Hays JP, Endtz HP. *Campylobacter* bacteremia: a rare and under-reported event? Eur J Microbiol Immunol (Bp). 2012;2:76-87.
doi:10.1556/EuJMI.2.2012.1.11

Luangtongkum T, Jeon B, Han J, Plummer P, Logue CM, Zhang Q. Antibiotic resistance in *Campylobacter*: emergence, transmission and persistence. Future Microbiol. 2009;4:189-200.
doi:10.2217/17460913.4.2.189

Lund A, Deboer DJ. Immunoprophylaxis of dermatophytosis in animals. Mycopathologia. 2008;166:407-24. doi:10.1007/s11046-008-9111-6

Majumder MS, Cohn EL, Santillana M, Brownstein JS. Estimation of Pneumonic Plague Transmission in Madagascar, August-November 2017. PLoS Curr. 2018;10:ecurrents.outbreaks.1d0c9c5c01de69dfbfff4316d772954f.
doi:10.1371/currents.outbreaks.1d0c9c5c01de69dfbfff4316d772954f.

Malahlela MN, Cenci-Goga BT, Marufu MC, Fonkui TY, Grispoldi L, Etter E, Kalake A, Karama M. Occurrence, Serotypes and Virulence Characteristics of Shiga-Toxin-Producing *Escherichia coli* Isolates from Goats on Communal Rangeland in South Africa. Toxins (Basel). 2022;14:353.
doi:10.3390/toxins14050353

Man SM. The clinical importance of emerging *Campylobacter* species. Nat Rev Gastroenterol Hepatol. 2011;8:669-85. doi:10.1038/nrgastro.2011.191

Manning EJB, Collins M. Paratuberculosis in zoo animals. In Fowler ME, Miller RE, Hrsg. Zoo and wild animal medicine - Current therapy. 4. Aufl. Philadelphia:W.B. Saunders; 1999. p. 612–616.

Marmion BP, Sukocheva O, Storm PA, Lockhart M, Turra M, Kok T, Ayres J, Routledge H, Graves S. Q fever: persistence of antigenic non-viable cell residues of *Coxiella burnetii* in the host-implications for post Q fever infection fatigue syndrome and other chronic sequelae. QJM. 2009;102:673-84.
doi:10.1093/qjmed/hcp077

Marrie TJ. *Coxiella burnetii* pneumonia. Eur Respir J. 2003;21:713-9.
doi:10.1183/09031936.03.00099703.

- Martin PM, Mathiot J, Ipero J, Kirimat M, Georges AJ, Georges-Courbot MC. Immune response to *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* in a cohort of children from birth to 2 years of age. *Infect Immun*. 1989;57:2542-6. doi:10.1128/iai.57.8.2542-2546.1989
- Martinez-Rossi NM, Peres NT, Rossi A. Pathogenesis of Dermatophytosis: Sensing the Host Tissue. *Mycopathologia*. 2017;182:215-227. doi:10.1007/s11046-016-0057-9
- McVey DS, Kennedy M, Chengappa MM. *Veterinary Microbiology*. 3. Aufl. Ames: Wiley-Blackwell; 2013.
- McWilliams BD, Torres AG. EHEC Adhesins. *Microbiol Spectr*. 2014;2:EHEC00032013. doi:10.1128/microbiolspec.EHEC-0003-2013
- Melton-Celsa AR. Shiga Toxin (Stx) Classification, Structure, and Function. *Microbiol Spectr*. 2014;2:EHEC-0024-2013. doi:10.1128/microbiolspec.EHEC-0024-2013
- Menzies PI. Control of important causes of infectious abortion in sheep and goats. *Vet Clin North Am Food Anim Pract*. 2011;27:81-93. doi:10.1016/j.cvfa.2010.10.011
- Møller-Stray J, Eriksen HM, Bruheim T, Kapperud G, Lindstedt BA, Skeie Å, Sunde M, Urdahl AM, Øygard B, Vold L. Two outbreaks of diarrhoea in nurseries in Norway after farm visits, April to May 2009. *Euro Surveill*. 2012;17:pii=20321. doi:10.2807/ese.17.47.20321-en
- Monecke S, Gavier-Widén D, Hotzel H, Peters M, Guenther S, Lazaris A, Loncaric I, Müller E, Reissig A, Ruppelt-Lorz A, Shore AC, Walter B, Coleman DC, Ehricht R. Diversity of *Staphylococcus aureus* Isolates in European Wildlife. *PLoS One*. 2016;11:e0168433. doi:10.1371/journal.pone.0168433
- Monod M. Secreted proteases from dermatophytes. *Mycopathologia*. 2008;166:285-94. doi:10.1007/s11046-008-9105-4
- Moorman VR, Cohen JI. Insights into the individual evolutionary origins of *Yersinia* virulence factor effector proteins. *Plasmid*. 2021;114:102562. doi:10.1016/j.plasmid.2021.102562
- Mori M, Mertens K, Cutler SJ, Santos AS. Critical Aspects for Detection of *Coxiella burnetii*. *Vector Borne Zoonotic Dis*. 2017;17:33-41. doi:10.1089/vbz.2016.1958
- Moroz A, Szaluś-Jordanow O, Czopowicz M, Brodzik K, Petroniec V, Augustynowicz-Kopeć E, Lutyńska A, Roszczyńko M, Gołoś-Wójcicka A, Korzeniowska-Kowal A, Gamian A, Mickiewicz M, Frymus T,

Petelicka H, Kaba J. Nasal carriage of various staphylococcal species in small ruminant lentivirus-infected asymptomatic goats. *Pol J Vet Sci.* 2020;23:203-209. doi:10.24425/pjvs.2020.133634

Morrell J, Stratman E. Primary care and specialty care delays in diagnosing *Trichophyton verrucosum* infection related to cattle exposure. *J Agromedicine.* 2011;16:244-50. doi:10.1080/1059924X.2011.605715

Morrison BJ, Rubin JE. Detection of multidrug-resistant Gram-negative bacteria from imported reptile and amphibian meats. *J Appl Microbiol.* 2020;129:1053-1061. doi:10.1111/jam.14658

Mottola A, Bonerba E, Figueras MJ, Pérez-Cataluña A, Marchetti P, Serraino A, Bozzo G, Terio V, Tantillo G, Di Pinto A. Occurrence of potentially pathogenic arcobacters in shellfish. *Food Microbiol.* 2016;57:23-7. doi:10.1016/j.fm.2015.12.010

Muñoz M, Alvarez M, Lanza I, Cármenes P. Role of enteric pathogens in the aetiology of neonatal diarrhoea in lambs and goat kids in Spain. *Epidemiol Infect.* 1996;117:203-11. doi:10.1017/s0950268800001321

Murphy C, Carroll C, Jordan KN. Environmental survival mechanisms of the foodborne pathogen *Campylobacter jejuni*. *J Appl Microbiol.* 2006;100:623-32. doi:10.1111/j.1365-2672.2006.02903.x

Naber CK. *Staphylococcus aureus* bacteremia: epidemiology, pathophysiology, and management strategies. *Clin Infect Dis.* 2009;48:S231-7. doi:10.1086/598189

Nagy B, Fekete PZ. Enterotoxigenic *Escherichia coli* (ETEC) in farm animals. *Vet Res.* 1999;30:259-84.

Nair SP, Williams RJ, Henderson B. Advances in our understanding of the bone and joint pathology caused by *Staphylococcus aureus* infection. *Rheumatology (Oxford).* 2000;39:821-34. doi:10.1093/rheumatology/39.8.821

Nardoni S, Mancianti F. Survey of Keratinophilic Fungi from Feathers of Birds in Tuscany. *Biology (Basel).* 2021;10:1317. doi:10.3390/biology10121317

Nettleton PF, Gilray JA, Yirrell DL, Scott GR, Reid HW. Natural transmission of orf virus from clinically normal ewes to orf-naive sheep. *Vet Rec.* 1996;139:364-6. doi:10.1136/vr.139.15.364

Ngulukun SS. Taxonomy and physiological characteristics of *Campylobacter* spp.. In Klein G, Hrsg. *Campylobacter – Features, Detection, and Prevention of Foodborne Disease.* 1. Aufl.

London:Academic Press; 2017. p. 41-60.

Niskanen T, Waldenström J, Fredriksson-Ahomaa M, Olsen B, Korkeala H. virF-positive *Yersinia pseudotuberculosis* and *Yersinia enterocolitica* found in migratory birds in Sweden. *Appl Environ Microbiol.* 2003;69:4670-5. doi:10.1128/AEM.69.8.4670-4675.2003

Nisar M, Ahmad MUD, Mushtaq MH, Shehzad W, Hussain A, Nasar M, Nagaraja KV, Goyal SM. Occurrence of *Campylobacter* in retail meat in Lahore, Pakistan. *Acta Trop.* 2018;185:42-45. doi:10.1016/j.actatropica.2018.04.030

Nogge G. In Memoriam Prof. Dr. Lothar Dittrich. *Zool Gart.* 2021;89:157-59.

Obaidat MM, Gharaibeh WA. Sheep and goat milk in Jordan is a reservoir of multidrug resistant extended spectrum and AmpC beta-lactamases *Escherichia coli*. *Int J Food Microbiol.* 2022;377:109834. doi:10.1016/j.ijfoodmicro.2022.109834

Oliveira MG, Brito JR, Gomes TA, Guth BE, Vieira MA, Naves ZV, Vaz TM, Irino K. Diversity of virulence profiles of Shiga toxin-producing *Escherichia coli* serotypes in food-producing animals in Brazil. *Int J Food Microbiol.* 2008;127:139-46. doi:10.1016/j.ijfoodmicro.2008.06.023

On SLW, Miller WG, Biggs PJ, Cornelius AJ, Vandamme P. *Aliarcobacter*, *Halarcobacter*, *Malaciobacter*, *Pseudarcobacter* and *Poseidonibacter* are later synonyms of *Arcobacter*: transfer of *Poseidonibacter parvus*, *Poseidonibacter antarcticus*, '*Halarcobacter arenosus*', and '*Aliarcobacter vitoriensis*' to *Arcobacter* as *Arcobacter parvus* comb. nov., *Arcobacter antarcticus* comb. nov., *Arcobacter arenosus* comb. nov. and *Arcobacter vitoriensis* comb. nov. *Int J Syst Evol Microbiol.* 2021;71. doi:10.1099/ijsem.0.005133

Omshaba EO, Ojo OE, Oyekunle MA, Sonibare AO, Adebayo AO. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) isolated from raw milk and nasal swabs of small ruminants in Abeokuta, Nigeria. *Trop Anim Health Prod.* 2020;52:2599-2608. doi:10.1007/s11250-020-02301-x

Ørskov F, Ørskov I. *Escherichia coli* serotyping and disease in man and animals. *Can J Microbiol.* 1992;38:699-704. doi:10.1139/m92-115

Pal M, Sukumaran K, Sejra AR, Lee CW. Caprine Dermatitis Caused by *Trichophyton mentagrophytes*. *J Vet Clin.* 1991;8:147-52.

Pandey VS, Mahin L. Observations on ringworm in goats caused by *Trichophyton verrucosum*. *Br Vet*

J. 1980;136:198-9. doi:10.1016/s0007-1935(17)32346-1

Pantosti A, Venditti M. What is MRSA? Eur Respir J. 2009;34:1190-6. doi:10.1183/09031936.00007709

Paré JA, Wellehan J, Perry SM, Scheelings TF, Keller K, Boyer T. Onygenalean Dermatomycoses (Formerly Yellow Fungus Disease, Snake Fungal Disease) in Reptiles. J Herpetol Med Surg. 2021;30:198-209. doi:10.5818/19-12-221.1

Pasquetti M, Min ARM, Scacchetti S, Dogliero A, Peano A. Infection by *Microsporium canis* in Paediatric Patients: A Veterinary Perspective. Vet Sci. 2017;4:46. doi:10.3390/vetsci4030046

Paul-Ehrlich-Institut (PEI). Bekanntmachung Nr. 412 über die Zulassung von Impfstoffen und biomedizinischen Arzneimitteln sowie andere Amtshandlungen. BAnz AT. 2015:11.11.2015B4

Pedersen K, Lassen-Nielsen AM, Nordentoft S, Hammer AS. Serovars of *Salmonella* from captive reptiles. Zoonoses Public Health. 2009;56:238-42. doi:10.1111/j.1863-2378.2008.01196.x

Pérez-Cataluña A, Salas-Massó N, Diéguez AL, Balboa S, Lema A, Romalde JL, Figueras MJ. Revisiting the Taxonomy of the Genus *Arcobacter*: Getting Order From the Chaos. Front Microbiol. 2018;9:2077. doi:10.3389/fmicb.2018.02077

Perry RD, Fetherston JD. *Yersinia pestis*--etiologic agent of plague. Clin Microbiol Rev. 1997;10:35-66. doi:10.1128/CMR.10.1.35

Persson Y, Börjesson S, Myrenås M, Pedersen K. No Detection of Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* in Dairy Goats. Dairy. 2021; 2:65-70. doi:10.3390/dairy2010005

PetruzzIELLO-Pellegrini TN, Marsden PA. Shiga toxin-associated hemolytic uremic syndrome: advances in pathogenesis and therapeutics. Curr Opin Nephrol Hypertens. 2012;21:433-40. doi:10.1097/MNH.0b013e328354a62e

Pintar KDM, Christidis T, Thomas MK, Anderson M, Nesbitt A, Keithlin J, Marshall B, Pollari F. A Systematic Review and Meta-Analysis of the *Campylobacter* spp. Prevalence and Concentration in Household Pets and Petting Zoo Animals for Use in Exposure Assessments. PloS One. 2015;10:e0144976. doi:10.1371/journal.pone.0144976

Porten K, Rissland J, Tigges A, Broll S, Hopp W, Lunemann M, van Treeck U, Kimmig P, Brockmann SO,

Wagner-Wiening C, Hellenbrand W, Buchholz U. A super-spreading ewe infects hundreds with Q fever at a farmer's market in Germany. *BMC Infect Dis.* 2006;6:147. doi:10.1186/1471-2334-6-147

Prendergast MM, Tribble DR, Baqar S, Scott DA, Ferris JA, Walker RI, Moran AP. In vivo phase variation and serologic response to lipooligosaccharide of *Campylobacter jejuni* in experimental human infection. *Infect Immun.* 2004;72:916-22. doi:10.1128/IAI.72.2.916-922.2004

Price EC, Ashmore LA, McGivern AM. Reactions of zoo visitors to free-ranging monkeys. *Zoo Biol.* 1994;13:355-73. doi:10.1002/zoo.1430130409

Pugh DG, Baird AN. *Sheep and Goat Medicine.* 2. Aufl. Maryland Heights: Elsevier Saunders; 2012.

Pujol C, Bliska JB. Turning *Yersinia* pathogenesis outside in: subversion of macrophage function by intracellular yersiniae. *Clin Immunol.* 2005;114:216-26. doi:10.1016/j.clim.2004.07.013

Rabsch W, Tschäpe H, Bäumlner AJ. Non-typhoidal salmonellosis: emerging problems. *Microbes Infect.* 2001;3:237-47. doi:10.1016/s1286-4579(01)01375-2

Rakin A, Schneider L, Podladchikova O. Hunger for iron: the alternative siderophore iron scavenging systems in highly virulent *Yersinia*. *Front Cell Infect Microbiol.* 2012;2:151. doi:10.3389/fcimb.2012.00151

Ramont M, Leahy M, Cronin KA. The welfare of domestic goats (*Capra hircus*) in a zoo-based animal-visitor interaction program. *Anim Behav Cogn.* 2021;8:493-506. doi:10.26451/abc.08.04.04.2021

Ribas A, Poonlaphdecha S. Wild-Caught and Farm-Reared Amphibians are Important Reservoirs of *Salmonella*, A Study in North-East Thailand. *Zoonoses Public Health.* 2017;64:106-110. doi:10.1111/zph.12286

Rich M. Staphylococci in animals: prevalence, identification and antimicrobial susceptibility, with an emphasis on methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. *Br J Biomed Sci.* 2005;62:98-105. doi:10.1080/09674845.2005.11732694

Richardson M, Edward M. Model systems for the study of dermatophyte and non-dermatophyte invasion of human keratin. In Kushwaha RKS, Guarro R, Hrsg. *Biology of Dermatophytes and other Keratinophilic Fungi.* 1. Aufl. Bilbao:Revista Iberoamericana de Micología; 2000. p. 115–121.

Robert Koch-Institut (RKI). Falldefinitionen des Robert Koch-Instituts zur Übermittlung von

Erkrankungs- oder Todesfällen und Nachweisen von Krankheitserregern. Robert Koch-Institut. 2019;1:1-160. ISSN:2363-7897

Robert Koch-Institut (RKI). Infektionsepidemiologisches Jahrbuch meldepflichtiger Krankheiten für 2020. Berlin:Robert Koch-Institut. 2021.

Rogers AWL, Tsois RM, Bäumlner AJ. *Salmonella* versus the Microbiome. Microbiol Mol Biol Rev. 2020;85:e00027-19. doi:10.1128/MMBR.00027-19

Rola JG, Sosnowski M, Ostrowska M, Osek J. Prevalence and antimicrobial resistance of coagulase-positive staphylococci isolated from raw goat milk. Small Rumin Res. 2015;123:124-26. doi:10.1016/j.smallrumres.2014.11.010

Rosner BM, Stark K, Werber D. Epidemiology of reported *Yersinia enterocolitica* infections in Germany, 2001-2008. BMC Public Health. 2010;10:337. doi:10.1186/1471-2458-10-337

Rosler E, Signorini ML, Romero-Scharpen A, Soto LP, Berisvil A, Zimmermann JA, Fusari ML, Olivero C, Zbrun MV, Frizzo LS. Meta-analysis of the prevalence of thermotolerant *Campylobacter* in food-producing animals worldwide. Zoonoses Public Health. 2019;66:359-369. doi:10.1111/zph.12558

Rubinchik S, Seddon A, Karlyshev AV. Molecular mechanisms and biological role of *Campylobacter jejuni* attachment to host cells. Eur J Microbiol Immunol (Bp). 2012;2:32-40. doi:10.1556/EuJMI.2.2012.1.6

Rubinstein E, Kollef MH, Nathwani D. Pneumonia caused by methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. Clin Infect Dis. 2008;46:S378-85. doi:10.1086/533594

Rukambile E, Sintchenko V, Muscatello G, Kock R, Alders R. Infection, colonization and shedding of *Campylobacter* and *Salmonella* in animals and their contribution to human disease: A review. Zoonoses Public Health. 2019;66:562-578. doi:10.1111/zph.12611

Russo TA, Johnson JR. Medical and economic impact of extraintestinal infections due to *Escherichia coli*: focus on an increasingly important endemic problem. Microbes Infect. 2003;5:449-56. doi:10.1016/s1286-4579(03)00049-2

Ryan MP, O'Dwyer J, Adley CC. Evaluation of the Complex Nomenclature of the Clinically and Veterinary Significant Pathogen *Salmonella*. Biomed Res Int. 2017:3782182. doi:10.1155/2017/3782182

Safari M, Mozaffari Nejad AS, Bahador A, Jafari R, Alikhani MY. Prevalence of ESBL and MBL encoding genes in *Acinetobacter baumannii* strains isolated from patients of intensive care units (ICU). Saudi J Biol Sci. 2015;22:424-9. doi:10.1016/j.sjbs.2015.01.004

Sahrman J, Niedbalski A, Bradshaw L, Johnson R, Deem S. Changes in human health parameters associated with a touch tank experience at a zoological institution. Zoo Biol. 2016;35:4-13. doi:10.1002/zoo.21257

Salzert W. Making Zoos Attractive. 1. Aufl. Münster: Schöling; 2016.

Sánchez S, Cenoz MG, Martín C, Beristain X, Llorente MT, Herrera-León S. Cluster investigation of mixed O76:H19 Shiga toxin-producing *Escherichia coli* and atypical enteropathogenic *E. coli* infection in a Spanish household. Epidemiol Infect. 2014;142:1029-33. doi: 10.1017/S0950268813001842

Sandvig K, van Deurs B. Endocytosis, intracellular transport, and cytotoxic action of Shiga toxin and ricin. Physiol Rev. 1996;76:949-66. doi:10.1152/physrev.1996.76.4.949

Schilling AK, Hotzel H, Methner U, Sprague LD, Schmoock G, El-Adawy H, Ehrlich R, Wöhr AC, Erhard M & Geue L. Zoonotic Agents in Small Ruminants Kept on City Farms in Southern Germany. Appl Environ Microbiol. 2012;78:3785-93. doi:10.1128/AEM.07802-11

Schmidt MA. LEEways: tales of EPEC, ATEC and EHEC. Cell Microbiol. 2010;12:1544-52. doi:10.1111/j.1462-5822.2010.01518.x

Schwaiger K, Huther S, Hölzel C, Kämpf P, Bauer J. Prevalence of antibiotic-resistant *Enterobacteriaceae* isolated from chicken and pork meat purchased at the slaughterhouse and at retail in Bavaria, Germany. Int J Food Microbiol. 2012;154:206-11. doi:10.1016/j.ijfoodmicro.2011.12.014

Sechi LA, Dow CT. *Mycobacterium avium* ssp. *paratuberculosis* Zoonosis - The Hundred Year War - Beyond Crohn's Disease. Front Immunol. 2015;6:96. doi:10.3389/fimmu.2015.00096

Sekyere JO, Govinden U, Bester LA, Essack SY. Colistin and tigecycline resistance in carbapenemase-producing Gram-negative bacteria: emerging resistance mechanisms and detection methods. J Appl Microbiol. 2016;121:601-17. doi:10.1111/jam.13169

Semchenko EA, Day CJ, Wilson JC, Grice ID, Moran AP, Korolik V. Temperature-dependent phenotypic

variation of *Campylobacter jejuni* lipooligosaccharides. BMC Microbiol. 2010;10:305. doi:10.1186/1471-2180-10-305

Serra R, Grande R, Butrico L, Rossi A, Settimio UF, Caroleo B, Amato B, Gallelli L, de Franciscis S. Chronic wound infections: the role of *Pseudomonas aeruginosa* and *Staphylococcus aureus*. Expert Rev Anti Infect Ther. 2015;13:605-13. doi:10.1586/14787210.2015.1023291

Seshadri R, Paulsen IT, Eisen JA, Read TD, Nelson KE, Nelson WC, Ward NL, Tettelin H, Davidsen TM, Beanan MJ, Deboy RT, Daugherty SC, Brinkac LM, Madupu R, Dodson RJ, Khouri HM, Lee KH, Carty HA, Scanlan D, Heinzen RA, Thompson HA, Samuel JE, Fraser CM, Heidelberg JF. Complete genome sequence of the Q-fever pathogen *Coxiella burnetii*. Proc Natl Acad Sci U S A. 2003;100:5455-60. doi:10.1073/pnas.0931379100

Shafiq M, Rahman SU, Bilal H, Ullah A, Noman SM, Zeng M, Yuan Y, Xie Q, Li X, Jiao X. Incidence and molecular characterization of ESBL-producing and colistin-resistant *Escherichia coli* isolates recovered from healthy food-producing animals in Pakistan. J Appl Microbiol. 2022;133:1169-1182. doi:10.1111/jam.15469

Shah AA, Hasan F, Ahmed S, Hameed A. Extended-spectrum beta-lactamases (ESbLs): characterization, epidemiology and detection. Crit Rev Microbiol. 2004;30:25-32. doi:10.1080/10408410490266429

Shah AH, Saleha AA, Zunita Z, Murugaiyah M, Aliyu AB, Jafri N. Prevalence, distribution and antibiotic resistance of emergent *Arcobacter* spp. from clinically healthy cattle and goats. Transbound Emerg Dis. 2013;60:9-16. doi:10.1111/j.1865-1682.2012.01311.x

Shaw EI, Voth DE. *Coxiella burnetii*: A Pathogenic Intracellular Acidophile. Microbiology (Reading). 2019;165:1-3. doi:10.1099/mic.0.000707

Sherman DM, Smith MC. Goat Medicine. 2. Aufl. Maryland Heights: Wiley-Blackwell; 2011.

Shoaib M, Shehzad A, Raza H, Niazi S, Khan IM, Akhtar W, Safdar W, Wang Z. A comprehensive review on the prevalence, pathogenesis and detection of *Yersinia enterocolitica*. RSC Adv. 2019;9:41010-41021. doi:10.1039/c9ra06988g

Shnaiderman-Torban A, Steinman A, Meidan G, Paitan Y, Abu Ahmad W, Navon-Venezia S. Petting Zoo Animals as an Emerging Reservoir of Extended-Spectrum β -Lactamase and AmpC-Producing *Enterobacteriaceae*. Front Microbiol 2019;10:2488. doi:10.3389/fmicb.2019.02488

Silago V, Kovacs D, Samson H, Seni J, Matthews L, Oravcová K, Lupindu AM, Hoza AS, Mshana SE. Existence of Multiple ESBL Genes among Phenotypically Confirmed ESBL Producing *Klebsiella pneumoniae* and *Escherichia coli* Concurrently Isolated from Clinical, Colonization and Contamination Samples from Neonatal Units at Bugando Medical Center, Mwanza, Tanzania. *Antibiotics* (Basel). 2021;10:476. doi:10.3390/antibiotics10050476

Singh F, Hirpurkar SD, Rawat N, Shakya S, Kumar R, Rajput PK, Kumar S. Occurrence of the genes encoding carbapenemases, ESBLs and class 1 integron-integrase among fermenting and non-fermenting bacteria from retail goat meat. *Lett Appl Microbiol*. 2020;71:611-619. doi:10.1111/lam.13368

Slee KJ, Button C. Enteritis in sheep and goats due to *Yersinia enterocolitica* infection. *Aust Vet J*. 1990;67:396-8. doi:10.1111/j.1751-0813.1990.tb03024.x

Smeltzer MS, Beenken KE. *Staphylococcus*. In McVey DS, Kennedy M, Chengappa MM, Hrsg. *Veterinary Microbiology*. 3. Aufl. Ames:John Wiley & Sons, Inc.; 2013. p. 184–193.

Spaan AN, Surewaard BG, Nijland R, van Strijp JA. Neutrophils versus *Staphylococcus aureus*: a biological tug of war. *Annu Rev Microbiol*. 2013;67:629-50. doi:10.1146/annurev-micro-092412-155746

Statkova Z, Karpiskova S, Karpiskova R. Occurrence of methicillin-resistant strains of *Staphylococcus aureus* at a goat breeding farm. *Vet Med (Praha)*. 2009;54:419-26.

Stanger KJ, McGregor H, Larsen J. Outbreaks of diarrhoea ('winter scours') in weaned Merino sheep in south-eastern Australia. *Aust Vet J*. 2018;96:176-183. doi:10.1111/avj.12696

Stein A, Raoult D. Q fever endocarditis. *Eur Heart J*. 1995;16:19-23. doi:10.1093/eurheartj/16.suppl_b.19

Stirling J, Griffith M, Blair I, Cormican M, Dooley JS, Goldsmith CE, Glover SG, Loughrey A, Lowery CJ, Matsuda M, McClurg R, McCorry K, McDowell D, McMahan A, Cherie Millar B, Nagano Y, Rao JR, Rooney PJ, Smyth M, Snelling WJ, Xu J, Moore JE. Prevalence of gastrointestinal bacterial pathogens in a population of zoo animals. *Zoonoses Public Health*. 2008;55:166-72. doi:10.1111/j.1863-2378.2007.01099.x

Subramanya SH, Bairy I, Metok Y, Baral BP, Gautam D, Nayak N. Detection and characterization of

ESBL-producing *Enterobacteriaceae* from the gut of subsistence farmers, their livestock, and the surrounding environment in rural Nepal. *Sci Rep.* 2021;11:2091. doi:10.1038/s41598-021-81315-3

Surgers L, Boyd A, Girard PM, Arlet G, Decré D. Biofilm formation by ESBL-producing strains of *Escherichia coli* and *Klebsiella pneumoniae*. *Int J Med Microbiol.* 2019;309:13-18. doi:10.1016/j.ijmm.2018.10.008

Szymańska-Czerwińska M, Niemczuk K. Evaluation of the effectiveness of Q fever treatment with oxytetracycline. *Bull Vet Inst Pulawy.* 2012;56:513-17. doi:10.2478/v10213-012-0090-5

Taylor EV, Herman KM, Ailes EC, Fitzgerald C, Yoder JS, Mahon BE, Tauxe RV. Common source outbreaks of *Campylobacter* infection in the USA 1997-2008. *Epidemiol Infect.* 2013;141:987-96. doi:10.1017/S0950268812001744

Tekin HG, Sigsgaard V, Zachariae C, Hare RK, Arendrup MC, Saunte DML. Would you like to purchase a rodent with dermatophytes? *Mycoses.* 2019;62:584-587. doi:10.1111/myc.12923

Teuber M. Veterinary use and antibiotic resistance. *Curr Opin Microbiol.* 2001;4:493-99. doi:10.1016/s1369-5274(00)00241-1

Thakur DK, Misra SK, Choudhuri PC. Dermatophytosis in goats in India. *Mykosen.* 1982;25:442-8. doi:10.1111/j.1439-0507.1982.tb01963.x

Thomas KM, de Glanville WA, Barker GC, Benschop J, Buza JJ, Cleaveland S, Davis MA, French NP, Mmbaga BT, Prinsen G, Swai ES, Zadoks RN, Crump JA. Prevalence of *Campylobacter* and *Salmonella* in African food animals and meat: A systematic review and meta-analysis. *Int J Food Microbiol.* 2020;315:108382. doi:10.1016/j.ijfoodmicro.2019.108382

Tindall BJ, Grimont PAD, Garrity GM, Euzéby JP. Nomenclature and taxonomy of the genus *Salmonella*. *Int J Syst Evol Microbiol.* 2005;55:521-524. doi:10.1099/ijms.0.63580-0

Tobback E, Decostere A, Hermans K, Haesebrouck F, Chiers K. *Yersinia ruckeri* infections in salmonid fish. *J Fish Dis.* 2007;30:257-68. doi:10.1111/j.1365-2761.2007.00816.x

Vandamme P, Falsen E, Rossau R, Hoste B, Segers P, Tytgat R, De Ley J. Revision of *Campylobacter*, *Helicobacter*, and *Wolinella* taxonomy: emendation of generic descriptions and proposal of *Arcobacter* gen. nov. *Int J Syst Bacteriol.* 1991;41:88-103. doi:10.1099/00207713-41-1-88

Van den Brom R, van Engelen E, Roest HI, van der Hoek W, Vellema P. *Coxiella burnetii* infections in sheep or goats: an opinionated review. *Vet Microbiol.* 2015;181:119-29. doi:10.1016/j.vetmic.2015.07.011

Vanderhaeghen W, Hermans K, Haesebrouck F, Butaye P. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in food production animals. *Epidemiol Infect.* 2010;138:606-25. doi:10.1017/S0950268809991567

Van Schaik EJ, Chen C, Mertens K, Weber MM, Samuel JE. Molecular pathogenesis of the obligate intracellular bacterium *Coxiella burnetii*. *Nat Rev Microbiol.* 2013;11:561-73. doi:10.1038/nrmicro3049

Van Vliet E. Exhibiting Zoo Animals. 1. Aufl. Münster: Schöningh; 2015.

Veraldi S, Genovese G, Peano A. Tinea corporis caused by *Trichophyton equinum* in a rider and review of the literature. *Infection.* 2018;46:135-137. doi:10.1007/s15010-017-1067-3

Vincent P, Leclercq A, Martin L, Duez JM, Simonet M, Carniel E. Sudden onset of pseudotuberculosis in humans, France, 2004-05. *Emerg Infect Dis.* 2008;14:1119-22. doi:10.3201/eid1407.071339

Vincze S, Brandenburg AG, Espelage W, Stamm I, Wieler LH, Kopp PA, Lübke-Becker A, Walther B. Risk factors for MRSA infection in companion animals: results from a case-control study within Germany. *Int J Med Microbiol.* 2014;304:787-93. doi:10.1016/j.ijmm.2014.07.007

Visscher CF, Klein G, Verspohl J, Beyerbach M, Stratmann-Selke J, Kamphues J. Serodiversity and serological as well as cultural distribution of *Salmonella* on farms and in abattoirs in Lower Saxony, Germany. *Int J Food Microbiol.* 2011;146:44-51. doi:10.1016/j.ijfoodmicro.2011.01.038

Vu-Khac H, Cornick NA. Prevalence and genetic profiles of Shiga toxin-producing *Escherichia coli* strains isolated from buffaloes, cattle, and goats in central Vietnam. *Vet Microbiol.* 2008;126:356-63. doi:10.1016/j.vetmic.2007.07.023

Waddell LA, Rajić A, Stärk KD, McEWEN SA. The zoonotic potential of *Mycobacterium avium* ssp. *paratuberculosis*: a systematic review and meta-analyses of the evidence. *Epidemiol Infect.* 2015;143:3135-57. doi:10.1017/S095026881500076X

Wesley IV, Schroeder-Tucker L. Recovery of *Arcobacter* spp. from nonlivestock species. *J Zoo Wildl*

Med. 2011;42:508-12. doi:10.1638/2010-0194.1

Wetzker W, Pfeifer Y, Wolke S, Haselbeck A, Leistner R, Kola A, Gastmeier P, Salm F. Extended-Spectrum Beta-Lactamase (ESBL)-Producing *Escherichia coli* Isolated from Flies in the Urban Center of Berlin, Germany. Int J Environ Res Public Health. 2019;16:1530. doi:10.3390/ijerph16091530

Whelan J, Schimmer B, De Bruin A, Robert-Ru Ry Van Beest Holle M, Van Der Hoek W, Ter Schegget R. Visits on 'lamb-viewing days' at a sheep farm open to the public was a risk factor for Q fever in 2009. Epidemiol Infect. 2012;140:858-64. doi:10.1017/S0950268811001427

Whitehouse-Tedd KM, Lozano-Martinez J, Reeves J, Page M, Martin JH, Prozesky H. Assessing the Visitor and Animal Outcomes of a Zoo Encounter and Guided Tour Program with Ambassador Cheetahs. Anthrozoos. 2022;35:307-22. doi:10.1080/08927936.2021.1986263

Wieczorek K, Osek J. Antimicrobial resistance mechanisms among *Campylobacter*. Biomed Res Int. 2013;2013:340605. doi:10.1155/2013/340605

Wolf A, Prüfer TL, Schoneberg C, Campe A, Runge M, Ganter M, Bauer BU. Prevalence of *Coxiella burnetii* in German sheep flocks and evaluation of a novel approach to detect an infection via preputial swabs at herd-level. Epidemiol Infect. 2020;148:e75. doi:10.1017/S0950268820000679

Wood L, Giles-Corti B, Bulsara M. The pet connection: Pets as a conduit of social capital. Soc Sci Med. 2005;61:1157-73. doi:10.1016/j.socscimed.2005.01.017

Woods B. Good zoo/bad zoo: Visitor experiences in captive settings. Anthrozoos. 2002;15:343-360. doi:10.2752/089279302786992478

Woolhouse M, Ward M, van Bunnik B, Farrar J. Antimicrobial resistance in humans, livestock and the wider environment. Philos Trans R Soc Lond B Biol Sci. 2015;370:20140083. doi:10.1098/rstb.2014.0083

ZIMS. ZIMS Species Holdings, Species360 Zoological Information Management System. 2022 (zitiert vom 24. 08. 2022). <<http://zims.species360.org/>>.

Zschöck M, Hamann HP, Kloppert B, Wolter W. Shiga-toxin-producing *Escherichia coli* in faeces of healthy dairy cows, sheep and goats: prevalence and virulence properties. Lett Appl Microbiol. 2000;31:203-8. doi:10.1046/j.1365-2672.2000.00789.x

Zurfluh K, Abgottspon H, Hächler H, Nüesch-Inderbinen M, Stephan R. Quinolone resistance mechanisms among extended-spectrum beta-lactamase (ESBL) producing *Escherichia coli* isolated from rivers and lakes in Switzerland. PLoS One. 2014;9:e95864. doi:10.1371/journal.pone.0095864

9 Danksagung

Die Arbeit ging auf eine Idee von Dr. Wolfram Rietschel zurück und wäre ohne die Initiative von Dr. Jens-Ove Heckel (Zoo Landau in der Pfalz) nicht angestoßen worden. Sie wurde in Teilen von der Grimminger-Stiftung für Zoonosenforschung finanziert und wäre ohne die Kooperation der Mitarbeiter der verschiedenen beteiligten Zoos nicht möglich gewesen. Die Probenauswertung wurde mit Hilfe der Teams um Dr. Helmut Hotzel (FLI), Dr. Angelika Fruth (RKI), Dr. Yvonne Pfeiffer (RKI), Dr. Klaus Henning (FLI) und Dr. Peter Kopp (IDEXX Vet Med Labor GmbH) realisiert. Prof. Dr. Martin Pfeffer hat mich den ganzen Verlauf des Promotionsprojekts hindurch oft mit großer Geduld und in hervorragender Weise betreut. Unterstützung habe ich nicht nur im Zoo Landau in der Pfalz (insbesondere durch Dr. Jens-Ove Heckel), sondern auch in den anderen Gärten, für die ich in den vergangenen Jahren tätig sein durfte, dem Tierpark Neumünster (insbesondere durch Verena Kaspari) und im Zoo Osnabrück (insbesondere durch Thomas Scheibe), erfahren. Schwerlich überzubewerten ist der Beitrag, den meine Familie und meine Freunde geleistet haben.

Ihnen allen gilt mein Dank.