

CAMPYLOBACTER JEJUNI E CAMPYLOBACTER COLI IN VOLATILI SELVATICI: PREVALENZA E RESISTENZA ANTIMICROBICA

Casalino G., D'Amico F., Napoletano V., Camarda A., Bove A., Dimuccio M.M., Dinardo F.R., Lombardi R., D'Onghia F., Circella E.

Dipartimento di Medicina Veterinaria, Università degli Studi di Bari, S.P. Casamassima km. 3, 70010 Valenzano (BA), Italia

Summary

Some consequent events to human activities such as the reduction of natural habitats and the climate changes cause difficulties for wildlife leading wild animals to be recovered to wildlife rescue centres. Considering that wildlife may be carrier for microorganisms that may cause disease in humans, in wildlife management it is important to monitor the potential pathogens for humans other than focus on therapeutic treatments to reintroduce the animals into the wild. The aim of this study was to investigate the presence of *C. jejuni* and *C. coli*, which are responsible for enteric syndromes and sometimes extraintestinal diseases in human, in wild birds housed in a wildlife rescue centre. One hundred and thirty-one birds belonging to 17 different species were tested. The sensitivity to the antibiotics was also investigated in the detected strains. *Campylobacter* was found in 41 birds (31,29 %). A higher prevalence of the infection was found in younger in respect to older birds of some species. In addition, the infection rate was higher in birds housed in indoor (60 %) than in outdoor aviaries (45,16 %). Antibiotic resistance was particularly detected against quinolones and trimethoprim/sulfamethoxazole. Multidrug resistance was also found. The results of this study highlight the relevance of increasing the biosecurity to reduce the potential risks for staff involved in wildlife rescue centers.

INTRODUZIONE

Le attività antropiche inducono sugli ecosistemi effetti spesso negativi, come inquinamento e innalzamento delle temperature a livello globale (Harley, 2011; Supple e Shapiro, 2018). Inoltre, l'attività venatoria, soprattutto se non praticata correttamente, mette sotto pressione le popolazioni di animali selvatici in natura. L'eccessivo sfruttamento dei terreni agricoli, spesso adibiti a monocolture, ha portato all'alterazione degli habitat naturali. L'uso dei pesticidi in agricoltura porta ad una riduzione della disponibilità trofica per le specie insettivore oltre che a possibili eventi tossici (Sell et al., 2022). Tutti questi fattori comportano l'affluenza di numerosi esemplari selvatici ritrovati in condizioni di difficoltà presso centri di recupero per la fauna selvatica. In tali centri è importante curare gli animali pervenuti ma anche monitorare agenti potenzialmente patogeni per l'uomo, al fine di tutelare il personale impegnato nelle pratiche riabilitative degli animali. Tra i potenziali patogeni che possono essere veicolati dagli animali vi sono *Campylobacter* (*C. jejuni* e *C. coli*) che, nell'uomo, sono responsabili di sindromi gastroenteriche con dolore addominale, diarrea, nausea e febbre (Skirrow e Blaser, 2000; Moore et al., 2006) ma anche forme extra-intestinali come batteriemia, meningite, pancreatite,

colecistite, nefrite, miocardite, epatite (Blaser e Engberg, 2014). Inoltre, la sindrome di Guillan-Barrè, grave patologia neurologica (Yuki, 2012) e una sua variante, la sindrome di Fisher Miller (Heikema et., 2013), la sindrome di Reiter, una spondiloartropatia (Blaser e Engberg, 2014) sono tutte forme autoimmuni associate a *C. jejuni*. Sebbene il pollame sia uno dei serbatoi più importanti di *Campylobacter* e la campylobacteriosi nell'uomo sia legata prevalentemente al consumo di carne di pollame contaminata (Sahin et al., 2015), gli animali da compagnia (Dipineto et al., 2017) e i selvatici possono esserne portatori (Jurado-Tarifa et al., 2016; Molina-Lopez et al., 2011). Tra le specie selvatiche, *Campylobacter* è stato identificato in mammiferi selvatici, come roditori, cervidi, cinghiali e procioni, ma anche in volatili sia allo stato libero che ospitati presso centri di recupero. Gli obiettivi di questo lavoro sono stati: (i) indagare sulla presenza di *C. jejuni* e *C. coli* tra i volatili selvatici ospitati presso l'Osservatorio Faunistico Regionale della Puglia, e (ii) valutare la sensibilità agli antibiotici dei ceppi isolati.

MATERIALI E METODI

Esemplari esaminati e modalità di campionamento

Sono stati analizzati 131 volatili appartenenti a 17 differenti specie (tabella 1), ospitati presso l'Osservatorio Faunistico Regionale (OFR) della Puglia, sito in Bitetto, BA, Italia (per *Campylobacter*). Tutti gli esemplari erano stati precedentemente ricoverati presso il centro prevalentemente perché ritrovati in stato di debilitazione o per lesioni traumatiche, oppure erano stati conferiti come nidiacei o sub-adulti non autosufficienti per poter sopravvivere autonomamente allo stato libero. Gli esemplari erano collocati in voliere esterne o interne.

Tabella 1. Specie ed esemplari di volatili selvatici analizzati nello studio

| | Specie | N° esemplari | Età e collocazione delle voliere | | | |
|-----------------------------------------------|----------------------------------------------|--------------|----------------------------------|------------|------------|--------|
| | | | Immaturo | | Adulto | |
| RAPACI DIURNI | Falco lodolaio (<i>Falco subbuteo</i>) | 1 | Immaturo: 1 | | Adulto: 0 | |
| | | | Est*: 1 | Int**: 0 | Est: 0 | Int: 0 |
| | Sparvierio (<i>Accipiter nisus</i>) | 1 | Immaturo: 0 | | Adulto: 1 | |
| | | | Est: 0 | Int: 0 | Est: 1 | Int: 0 |
| | Gheppio (<i>Falco tinnunculus</i>) | 23 | Immaturo: 7 | | Adulto: 16 | |
| | | | Est: 7 | Int: 0 | Est: 16 | Int: 0 |
| | Falco pellegrino (<i>Falco peregrinus</i>) | 3 | Immaturo: 0 | | Adulto: 3 | |
| | | | Est: 0 | Int: 0 | Est: 3 | Int: 0 |
| | Nibbio reale (<i>Milvus milvus</i>) | 3 | Immaturo: 0 | | Adulto: 3 | |
| | | Est: 0 | Int: 0 | Est: 3 | Int: 0 | |
| Poiana (<i>Buteo buteo</i>) | 17 | Immaturo: 0 | | Adulto: 17 | | |
| | | Est: 0 | Int: 0 | Est: 17 | Int: 0 | |
| Falco di palude (<i>Circus aeruginosus</i>) | 1 | Immaturo: 0 | | Adulto: 1 | | |
| | | Est: 0 | Int: 0 | Est: 0 | Int: 1 | |
| Biancone (<i>Circetus gallicus</i>) | 3 | Immaturo: 0 | | Adulto: 3 | | |
| | | Est: 0 | Int: 0 | Est: 3 | Int: 3 | |
| Albanella pallida (<i>Circus macrourus</i>) | 1 | Immaturo: 0 | | Adulto: 1 | | |
| | | Est: 0 | Int: 0 | Est: 1 | Int: 0 | |
| RAPACI NOTTURNI | Civetta (<i>Athene noctua</i>) | 17 | Immaturo: 0 | | Adulto: 17 | |
| | | | Est: 0 | Int: 0 | Est: 17 | Int: 0 |
| | Gufo (<i>Asio otus</i>) | 31 | Immaturo: 25 | | Adulto: 6 | |
| | | | Est: 21 | Int: 4 | Est: 6 | Int: 0 |
| Barbagianni (<i>Tyto alba</i>) | 7 | Immaturo: 0 | | Adulto: 7 | | |
| | | Est: 0 | Int: 0 | Est: 7 | Int: 0 | |
| Assiolo (<i>Otus scops</i>) | 5 | Immaturo: 0 | | Adulto: 5 | | |
| | | Est: 0 | Int: 0 | Est: 3 | Int: 2 | |
| SPECIE ONNIVORE | Gazza (<i>Pica pica</i>) | 10 | Immaturo: 1 | | Adulto: 9 | |
| | | | Est: 0 | Int: 1 | Est: 4 | Int: 5 |
| | Ghiandaia (<i>Garrulus glandarius</i>) | 5 | Immaturo: 1 | | Adulto: 4 | |
| | | | Est: 1 | Int: 0 | Est: 4 | Int: 0 |
| Taccola (<i>Coloeus monedula</i>) | 1 | Immaturo: 0 | | Adulto: 1 | | |
| | | Est: 0 | Int: 0 | Est: 1 | Int: 0 | |
| Cornacchia (<i>Corvus cornix Linnaeus</i>) | 2 | Immaturo: 0 | | Adulto: 2 | | |
| | | Est: 0 | Int: 0 | Est: 2 | Int: 0 | |

*Est= voliera esterna; **Int: voliera interna al ricovero

Per ciascun volatile è stato effettuato un tampone cloacale. La raccolta dei campioni è stata eseguita secondo le linee guida del Comitato Etico per la Sperimentazione Animale del Dipartimento di Medicina Veterinaria (DiMeV) dell'Università degli Studi di Bari.

Isolamento e identificazione di Campylobacter

I campioni sono stati posti in brodo di arricchimento selettivo per *Campylobacter* (OXOID), arricchito con il 5% di sangue di pecora, *Campylobacter* Selective Supplement (SR0085E) (OXOID) e *Campylobacter* Growth Supplement (SR0232) (OXOID), e incubati a 42° C in microaerofilia per 24 ore. Successivamente sono stati ripassati su *Campylobacter* agar base (CM0689, OXOID), arricchito con sangue di pecora (5%), con l'aggiunta di selettivo (*Campylobacter* Selective Supplement-SR0098E, OXOID) e *Campylobacter* Growth Supplement-(SR0232-OXOID), e incubati nelle stesse condizioni per 48-72 ore. Le colonie morfologicamente compatibili con *Campylobacter* spp. sono state trasferite su agar sangue. Tre colonie per campione sono state individualmente identificate mediante estrazione del DNA con trattamento termico a 95° C per 10 minuti in termociclatore (Mastercycler EP-Gradient, Eppendorf) e multiplex-PCR (con primers di genere *Campylobacter* e specie *C. jejuni* e *C. coli*), secondo Denis et al. (1999) con lievi modifiche nel protocollo termico. I ceppi identificati sono stati conservati a -80° C in brodo BHI (Brain Heart Infusion) e glicerolo, per le successive prove di sensibilità *in vitro* agli antibiotici.

Test di sensibilità agli antibiotici

Ad esclusione di un singolo ceppo riscontrato in un gufo, tutti i ceppi di *Campylobacter* identificati sono stati sottoposti a test di sensibilità nei confronti di: azitromicina 15 µg; cloramfenicolo 30 µg; ciprofloxacina 5 µg; enrofloxacina 5 µg; eritromicina 15 µg; gentamicina 10 µg; nalidixico acido 30 µg; tetraciclina 30 µg; e trimetoprim-sulfametossazolo 25 µg. I test di sensibilità agli antibiotici sono stati eseguiti su agar Muller-Hinton arricchito con il 5% di sangue secondo il metodo standard di diffusione su disco di Kirby – Bauer (EUCAST, 2022).

RISULTATI

Riscontro di C. jejuni e C. coli

Campylobacter è stato identificato in 41 su 131 uccelli selvatici (31,29%). La specie più presente tra gli animali è stata *C. jejuni*, identificato in 38 (29 %) mentre *C. coli* è stato isolato solo nei gufi, in 3 esemplari (2,29 %).

Campylobacter è stato trovato particolarmente tra le specie onnivore (72,22%). Tra i rapaci, il tasso di infezione da *Campylobacter* era rispettivamente del 11,32 e del 36,67 % negli esemplari diurni e notturni. Il gheppio, con 6 individui positivi su 23 analizzati, è risultata l'unica specie interessata dall'infezione nel gruppo dei rapaci diurni. Tra le specie notturne, il gufo comune è stato il rapace più frequentemente interessato, con 14 esemplari positivi su 31 testati (45,16%). *Campylobacter* è stato identificato in 6 civette su 17 (35,29%) e in 2 assioli su 5 (40%) mentre i barbagianni sono risultati tutti negativi.

Tabella 2. Prevalenza di *Campylobacter* nelle diverse specie di volatili selvatici presso l'OFR

| | <i>Specie</i> | <i>N° positivi/ N° testati</i> | <i>Tasso di positività (%)</i> |
|------------------------|-----------------------------------------------------|------------------------------------|------------------------------------|
| Rapaci diurni | Falco lodolaio (<i>Falco subbuteo</i>) | 0/1 | 0 |
| | Sparviero (<i>Accipiter nisus</i>) | 0/1 | 0 |
| | Gheppio (<i>Falco tinnunculus</i>) | 6/23 | 26.09 |
| | Falco pellegrino (<i>Falco peregrinus</i>) | 0/3 | 0 |
| | Nibbio reale (<i>Milvus milvus</i>) | 0/3 | 0 |
| | Poiana comune (<i>Buteo buteo</i>) | 0/17 | 0 |
| | <i>Falco di palude (Circus aeruginosus)</i> | 0/1 | 0 |
| | Biancone (<i>Circetus gallicus</i>) | 0/3 | 0 |
| | Albanella pallida (<i>Circus macrourus</i>) | 0/1 | 0 |
| | Sub-totale | 6/53 | 11.32 |
| Rapaci notturni | Civetta (<i>Athene noctua</i>) | 6/17 | 35.29 |
| | Gufo comune (<i>Asio otus</i>) | 14/31 | 45.16 |
| | Barbagianni (<i>Tyto alba</i>) | 0/7 | 0 |
| | Assiolo comune (<i>Otus scops</i>) | 2/5 | 40 |
| | | Sub-totale | 22/60 |
| Specie onnivore | Gazza eurasiatica (<i>Pica pica</i>) | 6/10 | 60 |
| | Ghiandaia (<i>Garrulus glandarius</i>) | 5/5 | 100 |
| | Taccola (<i>Coloeus monedula</i>) | 1/1 | 100 |
| | Cornacchia grigia (<i>Corvus cornix Linnaeus</i>) | 1/2 | 50 |
| | | Sub-totale | 13/18 |
| | TOTALE | 41/131 | 31,29 |

Per le specie in cui è stato possibile effettuare un confronto, *Campylobacter* è stato rilevato prevalentemente negli animali collocati nelle voliere interne (60,00%) rispetto a quelli all'aperto (45,16%) (Tabella 2).

Tabella 3. Riscontro di *Campylobacter* in base alla collocazione dei volatili

| <i>Specie</i> | VOLIERE INTERNE | | VOLIERE ESTERNE | |
|---------------------------------|--------------------------|-----------|--------------------------|--------------|
| | N° pos/N° testati | % | N° pos/N° testati | % |
| Gufo (<i>Asio otus</i>) | 3/4 | 75 | 11/27 | 40,74 |
| Gazza (<i>Pica pica</i>) | 3/6 | 50% | 3/4 | 75 |
| TOTAL | 6/10 | 60 | 14/31 | 45,16 |

In base all'età, per le specie in cui è stato possibile fare questo confronto, il tasso di infezione tra i gufi era simile sia nei giovani (44%) che negli adulti (50%), mentre risultava più alto negli esemplari di gheppio immaturi (42,86%) rispetto agli adulti (18,75%) (Tabella 3).

Tabella 4. Riscontro di *Campylobacter* in base all'età dei volatili

| Specie | IMMATURI | | ADULTI | |
|---------------|-------------------|--------------|-------------------|--------------|
| | N° pos/N° testati | % | N° pos/N° testati | % |
| Gufi | 11/25 | 44 | 3/6 | 50 |
| Gheppi | 3/7 | 42.86 | 3/16 | 18.75 |
| Totale | 14/32 | 43,75 | 6/22 | 27,27 |

Resistenza antimicrobica di C. jejuni e C. coli

Tra i ceppi di *C. jejuni*, 21 (56,8%), 14 (37,8%) e 9 (24,3%) erano resistenti rispettivamente a trimetoprim/sulfametossazolo, ciprofloxacina ed enrofloxacin (Tabella 4). Quattro ceppi (10,8%) erano resistenti all'acido nalidixico e 5 (13,5%) alla tetraciclina. Inoltre, uno e 2 ceppi di *C. jejuni* erano resistenti rispettivamente all'eritromicina e all'azitromicina. Analoghe resistenze nei confronti degli stessi antibiotici sono state individuate nei ceppi di *C. coli*, ad eccezione dell'eritromicina. Nessun ceppo di *Campylobacter* testato è risultato resistente al cloramfenicolo e alla gentamicina.

Tabella 5. Resistenza agli antibiotici di *C. jejuni* (37) e *C. coli* (3)

| | | N° stipiti resistenti/N° analizzati (%) | | |
|-----------------------|--------------------------------------|-----------------------------------------|----------------|--------------|
| | Molecole | <i>C. jejuni</i> | <i>C. coli</i> | Totale |
| Macrolidi | <i>Azitimicina</i> | 2/37 (5,4) | 1/3 (33,3) | 3/40 (7,5) |
| | <i>Eritromicina</i> | 1/37 (2,7) | 0/3 (0) | 1/40 (2,5) |
| | <i>Chloramfenicolo</i> | 0/37 (0) | 0/3 (0) | 0/40 (0) |
| Chinoloni | <i>Ciprofloxacina</i> | 14/37 (37,8) | 2/3 (66,7) | 16/40 (40) |
| | <i>Enrofloxacin</i> | 9/37 (24,3) | 1/3 (33,3) | 10/40 (25) |
| | <i>Acido nalidixico</i> | 4/37 (10,8) | 2/3 (66,7) | 6/40 (15) |
| Tetraciline | <i>Tetraciclina</i> | 5/37 (13,5) | 3/3 (100) | 8/40 (20) |
| Aminoglicosidi | <i>Gentamicina</i> | 0/37 (0) | 0/3 (0) | 0/40 (0) |
| Sulfonamidi | <i>Trimethoprim/Sulfametossazolo</i> | 21/37 (56,8) | 2/3 (66,7) | 23/40 (57,5) |

Nella tabella 6 sono riportati i risultati relativi al riscontro di multi-resistenze nei confronti di più molecole evidenziate nei ceppi di *Campylobacter* analizzati.

Tabella 6. Multi-resistenze riscontrate in *C. jejuni* e *C. coli*

| N° molecole | Associazione molecole | <i>C. jejuni</i> (37) | <i>C. coli</i> (3) | Totale (40) |
|-------------|--------------------------------------|-----------------------|--------------------|-------------|
| 2 | Cipro/Enro | 0/37 (0) | 0/3 (0) | 0/40 (0) |
| | Cipro/Sulfa | 3/37 (8.1) | 0/3 (0) | 3/40 (7.5) |
| | Ac.Nalid/Sulfa | 1/37 (2.7) | 0/3 (0) | 1/40 (2.5) |
| | Tetra/Sulfa | 1/37 (2.7) | 0/3 (0) | 1/40 (2.5) |
| 3 | Cipro/Enro/Ac.Nal | 0/37 (0) | 0/3 (0) | 0/40 (0) |
| | Cipro/Enro/Sulfa | 6/37 (16.21) | 0/3 (0) | 6/40 (15) |
| | Cipro/Ac.Nal/Sulfa | 1/37 (2.7) | 0/3 (0) | 1/40 (2.5) |
| | Azitra/Eritro/Tetra | 1/37 (2.7) | 0/3 (0) | 1/40 (2.5) |
| 4 | Cipro/Ac.Nal/Tetra/Sulfa | 1/37 (2.7) | 1/3 (33,33) | 2/40 (5) |
| | Cipro/Enro/Ac.Nal/Sulfa | 0/37 (0) | 0/3 (0) | 0/40 (0) |
| | Azitra/Cipro/Enro/Sulfa | 1/37 (2.7) | 0/3 (0) | 1/40 (2.5) |
| 5 | Cipro/Enro/Ac.Nal/Tetra/Sulfa | 1/37 (2.7) | 0/3 (0) | 1/40 (2.5) |
| 6 | Azitra/Cipro/Enro/Ac.Nal/Tetra/Sulfa | 0/37 (0) | 1/3 (33,33) | 1/40 (2.5) |

DISCUSSIONE

Campylobacter è stato riscontrato nel 31,29% dei volatili selvatici analizzati nel centro faunistico, con la prevalenza di *C. jejuni* che rappresenta la specie principalmente associata alla campylobacteriosi nell'uomo (Janssen et al., 2008). Questo risultato è rilevante se si considera che i volatili infetti erano portatori asintomatici che possono potenzialmente trasferire più facilmente l'agente patogeno al personale coinvolto nella gestione degli animali. La prevalenza di *C. jejuni* rispetto a *C. coli* e altre specie di *Campylobacter* è stata riportata in altri studi condotti in centri di recupero (Dipineto et al., 2014; Gargiulo et al., 2018; Molina-Lopez et al., 2011) e in uccelli selvatici allo stato libero (Hald et al., 2016). Nel nostro studio non sono state rilevate altre specie di *Campylobacter* nei volatili testati, avendo adottato una multiplex-PCR in grado di individuare specie diverse da *C. jejuni* e *C. coli* attraverso i primers di genere. Allo stesso modo, nessun'altra specie è stata rilevata in centri di recupero italiani (Dipineto et al., 2014; Gargiulo et al., 2018), mentre in Spagna *C. lari* è stato identificato in un gufo comune (Molina-Lopez et al., 2011).

Nel nostro studio è stata osservata una diversa distribuzione dell'incidenza dell'infezione che è risultata particolarmente elevata nelle specie onnivore (72,22%). Tra i rapaci, è stata invece pari all'11,32% nei diurni e 36,67% nei notturni. Studi analoghi condotti su rapaci ospitati in centri di recupero hanno evidenziato positività pari a 36,9% (Dipineto et al., 2014) e 39,1% (Gargiulo et al., 2018) nelle specie diurne, e 13,9% (Dipineto et al., 2014) e 18,6% (Gargiulo et al., 2018) in quelle notturne. Il tasso di infezione è risultato inferiore e pressoché sovrapponibile tra i rapaci diurni (7,22%) e notturni (7,89%) ospitati in un centro faunistico in Spagna (Molina-Lopez et al., 2011). Sebbene possa essere correlata a una diversa situazione epidemiologi-

ca, questa minore prevalenza potrebbe essere dovuta anche al diverso metodo di laboratorio utilizzato per ricercare il germe. Infatti, nella ricerca spagnola, i campioni sono stati seminati direttamente su terreni solidi selettivi senza l'utilizzo di un arricchimento in brodo che è invece previsto nelle procedure di screening per l'isolamento di *Campylobacter* da campioni biologici. Uno dei fattori che potrebbe aver influenzato le diverse prevalenze di *Campylobacter* nei gruppi di volatili considerati in questo studio può essere rappresentato dalle abitudini alimentari, anche se nei centri faunistici, pur rispettando le esigenze nutrizionali di ciascuna specie, l'alimentazione degli animali appartenenti a specie diverse è più uniforme rispetto a quanto avviene in ambiente naturale. I rapaci notturni hanno una dieta prevalentemente composta da arvicole, topi, ratti e talpe; gufi e civette tendono a predare anche uccelli, piccoli rettili, pipistrelli, e, soprattutto le civette, falene e insetti; i barbogianni hanno una dieta più strettamente legata ai roditori, che possono veicolare *Campylobacter* soprattutto se vivono in aree urbane e si nutrono di rifiuti (Meerburg e Kijlstra, 2007). Tuttavia, la negatività riscontrata in questa specie potrebbe essere legata agli individui testati che, essendo esemplari irrecuperabili, vivono da anni nel centro faunistico e sono alimentati da lungo tempo prevalentemente con cibo congelato. Per la positività riscontrata negli assioli, la cui dieta naturale è prevalentemente composta da insetti, non si possono escludere possibili contatti anche indiretti con individui positivi appartenenti ad altre specie presenti nel centro.

Per quanto riguarda l'età degli animali, nei gheppi *Campylobacter* è stato riscontrato prevalentemente nei giovani. Gli adulti hanno solitamente nella loro vita più possibilità di entrare in contatto con il germe attraverso diverse potenziali fonti di contaminazione. Il più alto tasso di positività rilevato nei giovani gheppi potrebbe essere probabilmente legato a contaminazioni crociate dovute ai frequenti contatti reciproci nella nursery interna alla struttura. Analogamente, il tasso di infezione più elevato nei soggetti collocati nei ricoveri interni, rispetto agli individui gestiti all'aperto che sono più esposti a roditori o uccelli che vivono allo stato libero, può essere dovuto all'ambiente più confinato che favorisce contatti diretti e indiretti più frequenti tra gli animali.

Per quanto attiene alla resistenza antimicrobica dei ceppi di *Campylobacter* isolati, sono state evidenziate percentuali di resistenza non trascurabili nei confronti dei chinoloni e di trimetoprim/sulfametossazolo. I chinoloni sono gli antibiotici più frequentemente utilizzati in medicina veterinaria e, per la campylobacteriosi, in medicina umana sono considerati un valido trattamento alternativo ai macrolidi (García-Fernández et al., 2018). Trimetoprim/sulfametossazolo è l'associazione farmacologica più frequentemente utilizzata in caso di sindromi enteriche nell'uomo. La resistenza all'azitromicina, molecola utilizzata piuttosto di recente in medicina umana, è stata evidenziata sia in *C. jejuni* che *C. coli*. Inoltre, una percentuale non trascurabile di ceppi risultava resistente a 3 o più molecole antibiotiche.

CONCLUSIONI

La presenza di *C. jejuni* e *C. coli* nei volatili selvatici del centro faunistico evidenzia l'importanza di incrementare le misure di biosicurezza, soprattutto se si considera che l'infezione non viene sospettata in quanto decorre di solito in forma asintomatica

negli animali e che i ceppi analizzati presentano alcune resistenze ai farmaci. Le resistenze antimicrobiche, considerata la possibilità che possano trasferirsi da una specie batterica all'altra, possono portare inoltre a possibili difficoltà in caso di terapie in soggetti malati o feriti, ricoverati nei centri di recupero.

BIBLIOGRAFIA

1. Harley CD. (2011). Climate Change, Keystone Predation, and Biodiversity Loss. *Science*. 334: 1124–1127.
2. Supple MA, Shapiro B. (2018). Conservation of biodiversity in the genomics era. *Genome Biol*. 19: 1–12.
3. Sell B, Sniegocki T, Giergiel M, Posyniak A. (2022). White-Tailed Eagles' (*Haliaeetus albicilla*) Exposure to Anticoagulant Rodenticides and Causes of Poisoning in Poland (2018–2020). *Toxics*. 10: 63.
4. Skirrow MB, Blaser MJ. (2000). Clinical aspects of *Campylobacter* infection. In I. Nachamkin I, Blaser MJ (Eds). *Campylobacter*, ASM Press, Washington, DC, pp. 69–88.
5. Moore JE, Barton MD, Blair IS, Corcoran D, Dooley JS, Fanning S, Kempf I, Lastovica AJ, Lowery CJ, Matsuda M et al. (2006). The epidemiology of antibiotic resistance in *Campylobacter*. *Microbes Infect*. 8:1955–196.
6. Blaser MJ, Engberg J. (2014). Clinical Aspects of *Campylobacter jejuni* and *Campylobacter coli* Infections. *Campylobacter*, 97–121.
7. Yuki N, Hartung HP. (2012). Guillain–Barré Syndrome. *N. Engl. J. Med*. 366: 2294–2304.
8. Heikema AP, Jacobs BC, Horst-Kreft D, Huizinga R, Kuijf ML, Endtz HP, Samsom JN, van Wamel WJ. (2013). Siglec-7 specifically recognizes *Campylobacter jejuni* strains associated with oculomotor weakness in Guillain–Barré syndrome and Miller Fisher syndrome. *Clin. Microbiol. Infect*. 19: E106–E112.
9. Sahin O, Kassem II, Shen Z, Lin J, Rajashekara G, Zhang Q. (2015). *Campylobacter* in Poultry: Ecology and Potential Interventions. *Avian Dis*. 59: 185–200.
10. Dipineto L, Borrelli L, Pace A, Romano V, D'Orazio S, Varriale L, Russo TP, Fioretti A. (2017). *Campylobacter coli* infection in pet birds in southern Italy. *Acta Vet*. 59:1-3.
11. Jurado-Tarifa E, Torralbo A, Borge C, Cerdà-Cuèllar M, Ayats T, Carbonero A, García-Bocanegra I. (2016). Genetic diversity and antimicrobial resistance of *Campylobacter* and *Salmonella* strains isolated from decoys and raptors. *Comp. Immunol. Microbiol. Infect. Dis*. 48:14–21.
12. Molina-Lopez RA, Valverdù N, Martín M, Mateu E, Obon E, Cerdà-Cuèllar M, Darwich L. (2011). Wild raptors as carriers of antimicrobial resistant *Salmonella* and *Campylobacter* strains. *Vet. Rec*. 168:565.
13. 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*. *Lett. App. Microbiol*. 29: 406–410.
14. European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing. EUCAST clinical breakpoint table. https://www.eucast.org/clinical_breakpoints/.
15. Janssen R, Krogfelt KA, Cawthraw SA., van Pelt W, Wagenaar JA, Owen RJ. (2008). Host-Pathogen Interactions in *Campylobacter* Infections: the Host Perspective. *Clin. Microbiol. Rev*. 21: 505–518.

16. Dipineto L, De Luca Bossa LM, Russo TP, Cutino EA, Gargiulo A, Ciccarelli F, Raia P, Menna F, Fioretti, A. (2014). *Campylobacterspp. and Birds of Prey. Avian Diseases. 58: 303–305.*
17. Gargiulo A, Fioretti A, Russo TP, Varriale L, Rampa L, Paone S, De Luca Bossa LM, Raia P, Dipineto L. (2018). Occurrence of enteropathogenic bacteria in birds of prey in Italy. *App. Microbiol. 66: 202–206.*
18. Hald B, Skov MN, Nielsen EM, Rahbek C, Madsen JJ., Waino M, Chriél M, Nordentoft S, Baggesen DL, Madsen M. (2016). *Campylobacter jejuni and Campylobacter coli in wild birds on Danish livestock farms. Acta. Vet. Scand. 58:11.*
19. Meerburg BG, Kijlstra A. (2007). *Role of rodents in transmission of Salmonella and Campylobacter. J. Sci. Food Agri. 87: 2774–2781.*
20. García-Fernández A, Dionisi AM, Arena S, Iglesias-Torrens Y, Carattoli A, Luzzi I. (2018). Human *Campylobacteriosis* in Italy: Emergence of Multi-Drug Resistance to Ciprofloxacin, Tetracycline, and Erythromycin. *Front. Microbiol. 9:1-8.*