

Olga Goławska¹, Marta Demkowska-Kutrzepa², Ewa Borzym³, Paweł Różański⁴,
Magdalena Zając¹, Artur Rzeżutka⁵, Dariusz Wasyl^{1*}

¹Zakład Mikrobiologii, Państwowy Instytut Weterynaryjny – Państwowy Instytut Badawczy,

²Zakład Parazytologii i Chorób Inwazyjnych, Wydział Medycyny Weterynaryjnej, Uniwersytet Przyrodniczy w Lublinie

³Zakład Chorób Ryb, Państwowy Instytut Weterynaryjny – Państwowy Instytut Badawczy

⁴Katedra Higieny Zwierząt i Środowiska, Wydział Biologii i Hodowli Zwierząt, Uniwersytet Przyrodniczy w Lublinie

⁵Zakład Wirusologii Żywności i Środowiska, Państwowy Instytut Weterynaryjny – Państwowy Instytut Badawczy

Wpłynęło w lipcu 2016 r.

Zaakceptowano we wrześniu 2016 r.

1. Wstęp. 2. Inwazyjne gatunki żółwi. 3. Bakterie. 3.1. *Salmonella* spp. 3.1.1. Reptile Associated Salmonellosis (RAS). 3.2. Prątki. 3.3. Inne bakterie. 4. Parazytofauna żółwi. 4.1. Żółwie inwazyjne źródłem zarażenia helmintami żółwia błotnego. 4.2. Występowanie i patogenność obcych pasożytów u natywnych i obcych gatunków żółwi. 5. Infekcje wirusowe. 6. Infekcje grzybicze. 7. Podsumowanie

Microflora and parasitofauna of alien and invasive turtle species

Abstract: Invasiveness of alien turtles results from their impact on the functioning of the local ecosystem. It is due to predation on or competing with resident species, but also transfer of new and unknown pathogenic bacteria, viruses, parasites, or fungi. *Salmonella* is the most often reported microorganism, both in free-living and captive turtles. Zoonotic aspect of *Salmonella* spp. carriage has led to the definition of RAS (Reptile Associated Salmonellosis) acquired from domestic pet reptiles. *Mycobacterium* spp., *Leptospira* spp. and aquatic bacteria are also found in turtles. Additionally, nematode transmissions from invasive turtles to the autochthonic ones have been described. Alien turtles were less affected by parasitic invasion than animals living in a native location, but the infestation of alien parasites in native turtle species was usually more severe. Reports on viral or fungal infections in turtles are scarce. The identified knowledge gaps justify the need for research which will provide basic and systematic data on microbial threats related to alien and invasive turtles present in the natural environment of Poland. It will also give more insight in the scope and the impact of the problem on epidemiology and public health.

1. Introduction. 2. Invasive turtle species. 3. Bacteria. 3.1. *Salmonella* spp. 3.1.1. Reptile Associated Salmonellosis (RAS). 3.2. Mycobacteria. 3.3. Other bacteria. 4. Parasitofauna of turtles. 4.1. Invasive turtles as a source of helminth invasion of European pond turtle. 4.2. Occurrence and invasiveness of alien parasites in native and alien turtles. 5. Viral infections. 6. Mycotic infection. 7. Conclusions

Słowa kluczowe: bakterie, grzyby, inwazyjne gatunki żółwi, pasożyty, wirusy

Key words: bacteria, fungi, invasive turtle species, parasites, viruses

1. Wstęp

Jedną z cech ekosystemu jest tendencja do utrzymania i odtwarzania charakterystycznej struktury i funkcji. Jednocześnie stopniowe zmiany w ekosystemach są skutkiem migracji i kolonizacji przez organizmy żywe nowych obszarów. Ten naturalnie powolny proces uległ gwałtownemu przyspieszeniu w wyniku globalizacji handlu i przemieszczania się ludności. Nowe gatunki zwierząt i roślin pojawiające się w ekosystemie są określane mianem gatunków obcych. Ich utrzymywanie się ma zwykle charakter neutralny, jednak niektóre mogą mieć niekorzystny wpływ na równowagę ekosystemu i jako gatunki inwazyjne stanowić zagrożenie dla bioróżnorodności. Możliwe oddziaływania polegają na zmienianiu siedlisk i żerowisk, konkurencji i zastępowaniu gatunków rodzimych lub tworzeniu z nimi hybryd genetycznych [61].

2. Inwazyjne gatunki żółwi

Szacuje się, że w krajach Unii Europejskiej (UE) występuje około 12 000 obcych gatunków roślin, grzybów, zwierząt i drobnoustrojów. Gady stanowią nieliczną grupę gatunków obcych. Zgodnie z obowiązującymi przepisami [60] w Polsce za inwazyjne uznaje się cztery gatunki żółwi: ozdobnego, malowanego, ostrogrzbietego i jaszczurowatego. Występowanie dwóch pierwszych – *Trachemys (T.) scripta* i *Chrysemys (Ch.) picta* – ze względu na istotne szkody jakie powodują w środowisku, wymaga podjęcia działań zapobiegawczych zmierzających do ograniczenia ich rozprzestrzeniania na terenie Europy [61], a ich wprowadzanie jest zakazane [62]. Wymienione gatunki żółwi naturalnie zamieszkują centralną i wschodnią część Ameryki Północnej. Ze względu na niewielkie rozmiary, atrakcyjny wygląd i niewymagające warunki hodowlane,

* Autor korespondencyjny: Zakład Mikrobiologii, Państwowy Instytut Weterynaryjny – Państwowy Instytut Badawczy, Al. Partyzantów 57, 24-100 Puławy; tel. 81 889 33 70; e-mail: wasyl@piwet.pulawy.pl

w drugiej połowie XX w. stały się popularnymi zwierzętami hobbystycznymi. Szczególną popularnością cieszyły się różne podgatunki *T. scripta*. Ich celowe lub przypadkowe przedostanie się do środowiska naturalnego uważa się za największe znane wprowadzenie obcego gatunku inwazyjnego na świecie. Badania przeprowadzone we Włoszech wykazały większy zasięg terytorialny i znaczną przewagę liczebną obcego *T. scripta* nad rodzimym żółwiem błotnym *Emys orbicularis* [70], który w Polsce i wielu krajach europejskich jest objęty ścisłą ochroną i każdy gatunek obcy może przyczynić się do jego wyginięcia [69].

Oprócz wcześniej wspomnianych sposobów oddziaływania gatunków inwazyjnych na środowisko i bytujące w nim gatunki autochtoniczne, należy również wziąć pod uwagę organizmy zasiedlające wprowadzany gatunek. Towarzyszące im bakterie, grzyby, pasożyty czy wirusy mogą również wpływać na równowagę ekosystemu. Celem niniejszego artykułu jest przegląd dostępnych danych literaturowych dotyczących bakterii, pasożytów, wirusów, drożdżaków i pleśni stwierdzanych u żółwi gatunków inwazyjnych. Szczególną uwagę zwrócono na zwierzęta obecne w środowisku, tak w obszarze ich naturalnego występowania, jak i introdukowane, oraz notowane u nich czynniki chorobotwórcze o potencjalnym wpływie na zdrowie i życie człowieka oraz zwierząt.

3. Bakterie

3.1. *Salmonella* spp.

Bakteriami najczęściej kojarzonymi z gadami, w tym z żółwiami, są pałeczki z rodzaju *Salmonella* spp. Przyjmuje się, że stanowią one fizjologiczną składową flory jelitowej gadów. Pomimo to, wyniki badań naukowych nie są kompletne i jednoznaczne. Często rozbieżne wnioski z takich analiz mogą wynikać ze stosowania różnych metod diagnostycznych, takich jak badania bakteriologiczne i serologiczne [11, 13, 23, 29, 43] lub wykrywanie materiału genetycznego zarazka metodą PCR [22, 27, 57, 69], czy też wykorzystywania różnych rodzajów próbek (kał, wymazy z kloaki lub karapaksu, błona śluzowa jelit, osad z terrarium) [22, 30, 45, 57, 64]. Nie bez znaczenia na różnorodność otrzymywanych wyników badań laboratoryjnych ma też miejsce pochodzenia zwierząt: hodowle, ogrody zoologiczne lub środowisko – tak ich naturalnego zasięgu geograficznego, jak i obszarów, na których są one gatunkami obcymi. Dla przykładu, częstość występowania *Salmonella* spp. u żółwi *Ch. picta* i *Ch. serpentina serpentina* (żółw jaszczurowaty) w Ameryce Północnej sięgała 100% [11], chociaż żółwie tych gatunków oraz *T. scripta scripta* (żółw żółtobruchy) i *T. scripta elegans*

(żółw czerwonolicy) bywały też wolne od *Salmonella* spp. [47, 58, 64]. Jedne badania wskazują, że występowanie patogenu u *T. scripta elegans* nie ma związku z wielkością żółwia, jego kondycją i środowiskiem zbiornika wodnego, z którego został odłowiony [22, 57]. Z kolei w Chinach częściej izolowano te bakterie od inwazyjnych *T. scripta elegans* o karapaksie mniejszym niż 10 cm w porównaniu do zwierząt o większych wymiarach [68]. W badaniach przeprowadzonych w Hiszpanii nie wykryto *Salmonella* spp. u przedstawicieli inwazyjnych gatunków *Graptemys (G.) pseudo-geographica* (żółw ostrogrzbiety) i *T. scripta scripta*, a u *T. scripta elegans* zarazek stwierdzano u 5,68% odłowionych osobników [30]. Wszystkie *Ch. picta* w ogrodzie zoologicznym w Nowym Jorku były nosicielami *Salmonella* spp., podczas gdy bakterie te odnotowano tylko u 12,5% *T. scripta elegans* [53]. Patogen nie występował w hodowlach żółwi ozdobnych, ostrogrzbietych i malowanych w Hiszpanii [30], Niemczech i Austrii [23] i w Japonii, w przypadku *Ch. serpentina* [50].

Informacje dotyczące występowania *Salmonella* spp. u żółwi zaliczanych do gatunków inwazyjnych, zwłaszcza hodowanego w domach *T. scripta*, w Polsce mają charakter incydentalny. Przeprowadzone w ostatnich latach badania własne objęły zaledwie sześć żółwi gatunków inwazyjnych, z których jedynie u jednego osobnika *Ch. serpentina* stwierdzono występowanie *Salmonella* spp. [75].

Jeszcze rzadsze są informacje na temat objawów klinicznych na tle zakażeń *Salmonella* spp., których wystąpienie ma związek zwykle z obniżeniem odporności gada [54, 65, 69]. Są to głównie stany zapalne w obrębie układu pokarmowego i oddechowego, a przy infekcji szczepem silnie wirulentnym może pojawić się sepsa prowadząca do upadków zwierząt [35, 42, 69]. O wiele częściej zakażenie przebiega bezobjawowo, z okresowym siewstwem zarazka w kale, któremu sprzyja stres spowodowany schwyтaniem, transportem, dużym zagęszczeniem osobników w terrarium, przewlekłą chorobą lub złymi warunkami hodowli [54, 65].

3.1.1. „Reptile Associated Salmonellosis (RAS)”

Fakt siewstwa w połączeniu z szacowanym przez amerykańskie Centrum Zwalczenia i Zapobiegania Chorobom (Centers for Disease Control and Prevention, CDC) na ponad 90% nosicielstwem *Salmonella* spp. u gadów [64] stanowi istotne zagrożenie zdrowia człowieka. Zatrucia pokarmowe wywołane przez odzwierzęce szczepy *Salmonella* spp. mają najczęściej łagodny przebieg. Niekiedy jednak mogą mieć charakter uogólniony, z zejściem śmiertelnym włącznie [4, 11, 13]. Nie tylko zanieczyszczona żywność, ale również kontakt z gadami może być przyczyną salmonellozy człowieka. CDC szacuje, że RAS może odpowiadać

za ok. 6% z 1,4 miliona zachorowań na salmonellozę u ludzi w USA [4, 58, 68]. W Europie epidemiologia salmonellozy, której źródłem zakażenia są gady, jest ciągle niewystarczająco poznana [8]. Dostrzeżenie problemu RAS u dzieci w USA doprowadziło w 1975 r. do zakazu sprzedaży żółwi o karapaksie mniejszym niż 10 cm. Zakaz wynikał z faktu, że dzieci w trakcie zabawy wkładały małe żółwie do ust, co skutkowało transmisją zarazki [4, 57]. Do ograniczenia liczby zachorowań przyczyniła się również akcja informacyjna i wydanie przez CDC wskazówek dla hodowców gadów (<http://www.cdc.gov/features/salmonellafrogturtle/>).

Rozpoznanie RAS może ułatwić identyfikacja serowaru odpowiedzialnego za zakażenie, jak miało to miejsce w przypadku sześciolatniej Japonki, u której zachorowanie przebiegało z objawami m.in. gorączki, wymiotów, bólu brzucha i wodnistej biegunki oraz łagodnej niewydolności wątroby. Dalsze badania potwierdziły tożsamość wyizolowanego serowaru *S. Paratyphi B* z izolatem pochodzącym od *T. scripta elegans*, którym dziewczynka się opiekowała [49]. Wbrew powszechnej opinii, że zwierzęta zmiennocieplne są źródłem serowarów reprezentujących inne podgatunki niż *S. enterica* subsp. *enterica*, od żółwi izolowano liczne serowary należące do tego podgatunku: *S. Anatum*, *S. Galiens*, *S. Typhimurium*, *S. Thompson*, *S. Litchfield*, *S. Chailey*, *S. Seftenberg*, *S. Stanley*, *S. Newport*, *S. Give*, *S. Hull*, *S. Potsdam*, *S. Bredeney*. Stwierdzano także przedstawicieli podgatunku *salamae* 4,12,27:b:[e,n,x], *arizonae*, *houtenae* 44:z₄z₂₃:-, *diarizonae* 38:1,v:z₃₅ [11, 30, 43, 68, 70]. W badaniach własnych uzyskano 46 izolatów należących do 29 serowarów reprezentujących 3 podgatunki *S. enterica*: *enterica* (78,26%), *salamae* (19,57%) i *diarizonae* (2,17%). Najczęściej notowano *S. enterica* subsp. *enterica* 4,5:b:-, *S. Oranienburg*, *S. Fluntern* oraz *S. Tennessee*, przy czym ten pierwszy wraz z *S. Minnesota* został wyizolowany również od osobnika zaliczanego do gatunku inwazyjnego [75]. W większości opublikowanych badań diagnostyka zakażeń żółwi ograniczała się jednak do samego wykrycia zarazki, bez jego pełnej identyfikacji serologicznej [22, 45, 57]. Fakt ten, w połączeniu z przekraczającą 2500 liczbą serowarów *Salmonella* [36] świadczy o niewystarczającym poziomie wiedzy dotyczącej epidemiologii *Salmonella* spp. występujących u gadów.

3.2. Prątki

Innymi bakteriami o potencjale zoonotycznym są *Mycobacterium* spp. Notowano je u gadów wykazujących niespecyficzne objawy kliniczne, jak obrzęk kończyn i spadek masy ciała przy niezmiennym apetycie, oraz u osobników zdrowych klinicznie [19, 42]. W preparatach histologicznych obserwowano zmiany martwicze z naciekiem histiocytarnym (ziarniniaki)

wynikające z zakażenia *M. marinum*, *M. fortuitum*, *M. thamnophaeos*, *M. ulcerans*, *M. avium* [71]. W przeciwieństwie do ziarniniaków gruźliczych stwierdzanych u ssaków, zmiany te nie przejawiały cech zwapnienia [35, 71]. Mechanizm transmisji zarazki nie jest poznany, jednak podejrzewa się, że wrotami zakażenia jest układ pokarmowy lub uszkodzona skóra. Ziarniniaki spowodowane przez prątki obserwowano u żółwi w płucach, wątrobie, śledzionie, skórze i tkance podskórnej, jamie gębowej, gonadach, kościach i ośrodkowym układzie nerwowym [42]. U niektórych osobników obecność prątków wykrywano metodą PCR, wyniki te nie znajdowały jednak potwierdzenia w badaniach histologicznych. Prątki należały do grupy MOTT (*Mycobacterium Other Than Tuberculosis*) oraz *M. haemophilum* i *M. nonchromogenicum*, które mogą być patogenami oportunistycznymi dla człowieka [71]. W badaniach klinicznie zdrowych gadów pochodzących z hodowli *M. fortuitum*-like wykryto u *Ch. picta* [19].

3.3. Inne bakterie

Doniesienia na temat występowania u żółwi innych bakterii chorobotwórczych są niezmiernie rzadkie. W badaniach popłuczyny z jamy nosowej stwierdzano *Mycoplasma* spp., a odsetek wyników dodatnich u zwierząt odłowionych w różnych miejscach tego samego zbiornika wodnego wahał się od 0% do 14,3% [69]. Bakterie te występowały w wymazach z worka spojówkowego zarówno wśród zwierząt utrzymywanych w niewoli, jak i odłowionych ze środowiska naturalnego. Z tych samych próbek wyizolowano też *Staphylococcus lentus* i *Proteus* spp. [14]. W badaniach przeprowadzonych w Słowenii stwierdzono, że gady mogą być rezerwuarem *Leptospira* spp., ale stwierdzone u 13,8% żółwi czerwonolich miana przeciwciał były niższe niż w przypadku żółwia błotnego i były skierowane wyłącznie przeciwko serowarowi Tarassovi [40]. Z kolei, swoiste przeciwciała przeciwko licznym serowarom *Leptospira* spp. stwierdzono aż u 89,1% żółwi czerwonolich odłowionych w USA [3].

W nielicznych przypadkach prowadzono ocenę jakościową składu flory jelitowej żółwi. Izolowano *Edwardsiella tarda*, *Escherichia coli*, *Enterococcus* spp., *Hafnia alvei*, *Serratia liquefaciens*, *Enterobacter* spp., *Klebsiella* spp., *Providencia* spp., *Proteus* spp., *Aeromonas* spp., *Citrobacter freundii* [26, 47, 53, 70]. Stwierdzono między innymi, że koncentracja bakterii wydalanych z kałem przez żółwie może być wyższa niż w przypadku ssaków, ale jest to zjawisko sezonowe, związane z zależną od temperatury otoczenia aktywnością życiową zwierząt zmiennocieplnych [26]. Dodatkową zmienną może być okresowe siewstwo bakterii potencjalnie chorobotwórczych [47].

4. Parazytofauna żółwi

Występowaniu pasożytów u inwazyjnych gatunków żółwi sprzyja fakt, że w większości przypadków jest to pierwsze lub drugie pokolenie zwierząt odłowionych z natury. Zawleczeniu pasożyta wraz z żywicielem do nowego regionu geograficznego (co-introduced parasite) towarzyszy zjawisko wikariatu parazytologicznego (co-invasive parasite), tj. zarażenia natywnych gatunków żywicieli przez pasożyta obcego w danym środowisku [41]. W odróżnieniu od zakażeń bakteryjnych, infekcje pasożytnicze nie mają charakteru zoonotycznego. Transmisja pasożytów ma miejsce zwykle pomiędzy gatunkami żółwi inwazyjnych i żółwiem błotnym, czemu sprzyja podobieństwo organizmów i warunków ich bytowania. Skutkiem takiej transmisji, obok eks-

pansji terytorialnej, jest również ekspansja żywicielska (host switching) [34, 41].

4.1. Żółwie inwazyjne źródłem zarażenia helmintami żółwia błotnego

Najwięcej doniesień na temat występowania pasożytów u żółwi w ich środowisku naturalnym dotyczy żółwia czerwonoliciego, u którego stwierdzano wiele gatunków helmintów. Ta grupa pasożytów pojawia się najczęściej w nowym środowisku wraz z obcym gatunkiem żywiciela [41]. Zawleczone pasożyty przyczyniają się do wysokiej zachorowalności oraz śmiertelności gatunków natywnych, takich jak *Emys orbicularis* [56, 67]. W tabeli I przedstawiono gatunki pasożytów występujących u żółwi w Ameryce Północnej i w Euro-

Tabela I
Helminty występujące u żółwi w Ameryce Północnej i Europie

Typ	Rodzina	Gatunek	Ameryka Płn.	Europa	
				Żółw ozdobny	Żółw błotny
Przywry	<i>Heronimidae</i>	<i>Heronimus mollis</i>	[59]		
		<i>Plagiorchis mutations</i>			[38]
	<i>Polystomatidae</i>	<i>Neopolystoma orbicularis</i>	[20, 59, 73]	[73]	[73]
		<i>Polystomoides coronatum</i>	[20]		
		<i>Polystomoides ocellatum</i>			[38, 46, 72]
		<i>Polystomoides oris</i>	[73]	[73]	[73]
	<i>Spirorchiiidae</i>	<i>Spirhpalum polesianum</i>			[34, 46]
		<i>Spirorchis elegans</i>	[34]		[34]
		<i>Spirorchis artericola</i>	[20, 51]		
	<i>Telorchiiidae</i>	<i>Telorchis assula</i>			[38]
<i>Telorchis parvus</i>				[38]	
<i>Telorchis stossichi</i>				[38]	
Kolcogłowy	<i>Neoechinorhynchidae</i>	<i>Neoechinorhynchus emyditoides</i>	[7, 20, 59]		
		<i>Neoechinorhynchus pseudemydis</i>	[7, 59]		
		<i>Neoechinorhynchus chrysemydis</i>	[7, 59]		
		<i>Neoechinorhynchus stunkardi</i>	[7, 59]		
		<i>Neoechinorhynchus schmidti</i>	[7]		
		<i>Neoechinorhynchus constrictus</i>	[7]		
Nicienie	<i>Ascarididae</i>	<i>Angusticaecum holopterum</i>		[74, 76]	[74]
	<i>Camallanidae</i>	<i>Camallanus</i> spp.		[56]	[56]
		<i>Serpinema microcephalus</i>		[31–32]	[31, 38, 74]
		<i>Serpinema trispinosum</i>	[20, 48, 59]		
	<i>Cosmocercidae</i>	<i>Aplectana</i> spp.		[31]	
	<i>Gnathosomatidae</i>	<i>Spiroxys contortus</i>	[20, 48, 59, 74]		[38, 46]
	<i>Kathlaniidae</i>	<i>Falcaustra affinis</i>	[20, 48, 59]		
		<i>Falcaustra armenica</i>			[38, 46, 74]
		<i>Falcaustra donanensis</i>		[31]	
		<i>Falcaustra wardi</i>	[51]		
<i>Oxyuridae</i>	<i>Tachygonetria</i> spp.		[56]	[56]	
<i>Physalopteridae</i>	<i>Physaloptera</i> spp.		[31]		

pie, z których część była dotąd opisywana u amerykańskich żółwi słodkowodnych, a ich stwierdzenie zarówno u egzotycznych jak i autochtonicznych żółwi europejskich może świadczyć o ekspansji żywicielskiej. Należy tu wymienić nicienie *Angusticaecum holopteryum* [74, 76], *Camallanus* spp. i *Tachygonetria* spp. [56], *Serpinema microcephalus* [31, 38] oraz przywry *Neopolystoma orbiculare* i *Polystomoidesoris* [73]. Dwa ostatnie gatunki opisane u *E. orbicularis* we Francji [73], dotarły do Europy jako gatunki zawleczone, podobnie jak stwierdzony w Hiszpanii *Spirorchis elegans* [34] oraz *Spiroxys contortus* obserwowany w Rumunii i Bułgarii [38, 46], który dotąd opisywany był jedynie na kontynencie amerykańskim (Tabela I). Przykłady te dowodzą introdukcji pasożyta do nowego regionu geograficznego i jego transmisji z żółwi egzotycznych na autochtoniczne gatunki [34]. Nie wyjaśniona pozostaje inwazja nicieniem *Angusticaecum holopteryum* u *T. scripta elegans* w ogrodzie zoologicznym. Można jednak przypuszczać, że doszło do transmisji pasożyta od innego żółwia egzotycznego [76]. Dotychczas nicien ten opisywany był w Europie jako pasożyt *E. orbicularis* [74, 76]. Zaznaczyć należy, że *Angusticaecum holopteryum*, *Tachygonetria lobata* i *Tachygonetria robusta* figurują w wykazie gatunków obcych, wprowadzonych i zawleczonych do Polski [24].

Istnieją także doniesienia o występowaniu u żółwi błotnych nicieni typowych dla płazów lub jaszczurek, takich jak *Physaloptera abbreviata* lub *Aplectana* spp., które dla żółwi były prawdopodobnie pasożytami przypadkowymi [31]. Ekspansja żywicielska zachodzi także w odwrotnym kierunku tj. z żółwi rodzimych na gatunki inwazyjne. Opisany w Hiszpanii przypadek dotyczył przeniesienia inwazji *Serpinema microcephalus* i *Falcaustra donanaensis* z żółwia błotnego na *T. scripta elegans* [32]. *Serpinema microcephalus* występuje powszechnie u żółwi w regionie palearktycznym [31, 38], podczas gdy żółwie czerwonolice w naturalnym środowisku ulegają zarażeniu innym gatunkiem tego nicienia – *Serpinema trispinosum*. Stąd też należy przypuszczać, że oba gatunki nicieni zajmują podobną niszę ekologiczną na różnych kontynentach.

4.2. Występowanie i patogenność obcych pasożytów u natywnych i obcych gatunków żółwi

Analizując doniesienia dotyczące helmintofauny można zauważyć, że żółwie introdukowane do Europy zwykle wykazują mniejszą intensywność inwazji pasożytami niż osobniki występujące w naturalnym siedlisku. Może to wynikać z braku możliwości zakończenia cyklu rozwojowego obcych pasożytów w nowym środowisku [77]. Z kolei intensywność inwazji egzotycznych gatunków helmintów, przeniesionych przez żółwie egzotyczne na gatunki autochtoniczne jest zwykle

większa. Na przyczynę tego zjawiska może składać się wiele elementów, wśród których wymienia się poziom wirulencji pasożyta, większą wrażliwość żółwi autochtonicznych na zarażenie, czy też brak koewolucyjnej historii pasożyta i żywiciela [10, 41]. Zjawisko to potwierdzają badania hiszpańskie [31], w których typowego dla Europy nicienia *Serpinema microcephalus* obserwowano częściej u żółwi czerwonolichych (93,8%) niż błotnych (66,7%). Jednocześnie częstość zakażeń amerykańskim odpowiednikiem nicienia (*Serpinema trispinosum*) u autochtonicznych żółwi czerwonolichych kształtowała się na nieco niższym poziomie (85,7%) [20]. W tym samym regionie u żółwi czerwonolichych pasożytuje *Spiroxys contortus* [20], który jako gatunek obcy był notowany w Rumunii u wszystkich badanych żółwi błotnych [46].

5. Infekcje wirusowe

Wirusy występujące u żółwi oraz choroby przez nie wywoływane są jeszcze słabo poznane. Na ogół infekcje wirusowe wskazuje się jako przyczynę upadków żółwi w hodowlach lub osobników wolnożyjących [12, 21, 28]. Najczęściej stwierdzana jest obecność rana-, herpes-, adeno-, papilloma- i poxwirusów [5]. W zależności od gatunku i zjadliwości szczepu wirusa, obecności niekorzystnych warunków środowiska bytowania zwierząt lub oddziaływania czynników stresogennych związanych z niewolą i zagęszczeniem, infekcje wirusowe mogą przebiegać ze słabo wyrażonymi objawami niespecyficznymi. Natomiast u padłych osobników stwierdza się zmiany anatomopatologiczne charakterystyczne dla zakażeń wirusowych o uogólnionym przebiegu [33].

U chorych żółwi nie zawsze obserwuje się objawy kliniczne, a w przypadku zakażeń wywołanych przez niektóre szczepy herpes- i adenowirusów mogą one przebiegać bezobjawowo. Zwierzęta są wówczas nosicielami i siewcami wirusów stanowiąc zagrożenie dla innych osobników. Jest to szczególnie istotne w przypadku gdy inwazyjne gatunki żółwi zostaną wprowadzone do lokalnego ekosystemu, a wraz z nimi przenoszona jest mikroflora saprofityczna i patogenna, w tym również wirusy. Nieznana jest rola, jaką mogą odgrywać żółwie obce w transmisji zakażeń wirusowych na gatunki rodzime. O możliwości zawleczenia do Europy nowych szczepów wirusa świadczy fakt identyfikacji adenowirusa u terapieny ozdobnej (*Terrapene ornata ornata*) na Węgrzech, szczepu odmiennego od tych dotychczas izolowanych od gadów, które sklasyfikowano w obrębie rodziny *Adenoviridae* [21]. Obecnie brak jest dowodów wskazujących na możliwość adaptacji wirusów zawleczonych przez egzotyczne gatunki żółwi do nowych żywicieli obecnych na kontynencie europejskim. Jednak transmisja wirusów pomiędzy

różnymi gatunkami żółwi jest możliwa, chociaż zakażenie nie zawsze prowadziło do rozwoju objawów chorobowych [37]. Niemniej jednak, obserwowano infekcje pikornawirusami przebiegające z dużą śmiertelnością żółwi śródziemnomorskich (*Testudo graeca*) i indyjskich gwiazdzistych (*Geochelone elegans*) utrzymywanych w tej samej hodowli [28].

Niewiele jest informacji dotyczących infekcji wirusowych u żółwi ozdobnych. W przypadku zwierząt odłowionych ze środowiska naturalnego stwierdzano obecność adenowirusów z prevalencją sięgającą 27,3% [17]. Nie wykazano natomiast zakażeń powodowanych przez rana- i herpeswirusy [69] pomimo, że infekcje ranawirusami są często notowane u płazów przebywających w tym samym środowisku, a żółwie czerwonolice są wrażliwe na zakażenie [2]. Inwazyjne gatunki żółwi mogą być nosicielami wirusów patogennych dla ryb, np. wirusa posocznicy krwotocznej (VHS). Tym samym przyczyniają się do zachorowań ryb przenosząc czynnik etiologiczny do miejsc, w których choroba dotychczas nie występowała [25].

6. Infekcje grzybicze

Grzyby należy zaliczyć do stałych elementów mikrofory środowiska. Część z nich, mimo bezsprzecznie pozytywnej funkcji, stanowić może zagrożenie dla zdrowia ludzi i zwierząt. Grzyby izolowane z hydrosfery mogą więc w pewnym zakresie pełnić rolę wskaźników zanieczyszczenia środowiska wodnego [18, 63]. Skład naturalnej mykobioty zdrowych żółwi i ich środowiska naturalnego zostały dotychczas stosunkowo słabo poznane [39], a jeszcze trudniej jest odnaleźć prace opisujące mikoflorę żółwi inwazyjnych odławianych ze środowiska naturalnego kraju, do którego trafiły. W związku z tym ustalenie pierwotnego źródła pochodzenia grzybów izolowanych od tych zwierząt często jest niemożliwe.

W etiopatologii infekcji grzybiczych u ludzi i zwierząt należy uwzględnić wiele czynników. Szczególną rolę odgrywają tu immunosupresja oraz predyspozycje osobnicze. Z publikacji z zakresu mikrobiologii gadów wynika, że ponad 30% schorzeń diagnozowanych u tej grupy zwierząt to grzybice [1, 55]. Informacje dotyczące mikoflory izolowanej od żółwi ograniczają się głównie do opisu przypadków, którym towarzyszyły zmiany chorobowe. Wśród różnych form grzybów obserwowanych u żółwi należy wymienić przedstawicieli rodzajów: *Aspergillus*, *Panicillium*, *Fusarium*, *Candida*, *Trichophyton*, *Cladosporium*, *Curvularia*, *Exophiala*, *Geotrichum*, *Scedosporium* i gromady *Zygomycota*, które, podobnie jak w grzybicach u ludzi, są odpowiedzialne za zmiany narządowe i układowe [1, 6, 52]. Od żółwi izolowano również grzyby, których występowa-

nie związane jest z warunkami klimatycznymi. Łączenie infekcji grzybiczych u ludzi i zwierząt ze środowiskiem wydaje się procesem naturalnym [15, 16], jednak rola żółwi jako potencjalnego wektora chorób grzybiczych wymaga dalszych badań. Izolacje grzybów takich jak *Exophiala*, *Veronaea*, *Pleosporales*, *Ochroconiales* czy *Chaetothyriales* mogą sugerować postępującą kolonizację nowych środowisk i możliwość wystąpienia infekcji u ludzi i zwierząt [9, 44, 66]. Określenie składu mikoflory żółwi gatunków obcych jest zatem głęboko uzasadnione zarówno z powodów poznawczych, jak i epidemiologii chorób zakaźnych.

7. Podsumowanie

Dostępna literatura naukowa wykazuje istotne braki dotyczące wiedzy na temat bakterii, pasożytów, wirusów i grzybów występujących u inwazyjnych i obcych gatunków żółwi. Fragmentaryczne dane dotyczą zwykle określonego czynnika zakaźnego, w tym najczęściej pałeczek *Salmonella* i ich roli w wywoływaniu zakażeń człowieka. Informacje z zakresu parazytologii dotyczą głównie ekspansji geograficznej i żywicielskiej pasożytów, a infekcje wirusowe lub mikologiczne pojawiają się w opisach przypadków klinicznych. Istnieje zatem uzasadniona potrzeba kompleksowych i systematycznych badań na rolę obcych gatunków żółwi jako źródła drobnoustrojów i pasożytów istotnych w epidemiologii chorób zakaźnych i inwazyjnych zwierząt i ludzi.

Podziękowania

Prezentowany przegląd literatury przeprowadzono w ramach projektu pt. „Inwazyjne gatunki żółwi jako źródło i wektor mikrofory patogennej dla zwierząt i ludzi” finansowanego ze środków Narodowego Centrum Nauki na podstawie decyzji DEC-2013/11/B/NZ7/01690.

Piśmiennictwo

1. Aleksic-Kovacevic S., Ozvegy J., Krstic N., Rusvai M., Jakab C., Stanimirovic Z., Becskei Z.: Skin and skeletal system lesions of european pond turtles (*Emys orbicularis*) from natural habitats. *Acta Vet. Hung.* **62**, 180–193 (2014)
2. Allender M.C., Mitchell M.A., Torres T., Sekowska J., Driskell E.A.: Pathogenicity of frog virus 3-like virus in red-eared slider turtles (*Trachemys scripta elegans*) at two environmental temperatures. *J. Comp. Pathol.* **149**, 356–367 (2013)
3. Andrews R.D., Reilly J.R., Ferris D.H., Hanson L.E.: Leptospiral agglutinins in sera from Southern Illinois herpetofauna. *J. Wildl. Dis.* **1**, 55–59 (1965)
4. Angulo F.J., Harris J.R., Neil K.P., Behravesh C.B., Sotir M.J., Angulo F.J.: Recent multistate outbreaks of human *Salmonella* infections acquired from turtles: a continuing public health challenge. *Clin. Infect. Dis.* **50**, 554–559 (2010)
5. Ariel E.: Viruses in reptiles. *Vet. Res.* **42**, 100 (2011)

6. Bandh S.A., Kamili A.N., Ganai B.A., Lone B.A.: Opportunistic fungi in lake water and fungal infections in associated human population in Dal Lake, Kashmir. *Microb. Pathog.* **93**, 105–110 (2016)
7. Barger M.A., Thatcher V.E., Nickol B.B.: A new species of *Neoechinorhynchus* (Acanthocephala: *Neoechinorhynchidae*) from a red-eared slider (*Trachemys scripta elegans*) in Mexico. *Comp. Parasitol.* **71**, 1–3 (2004)
8. Bertrand S., Rimhanen-Finne R., Weill F.X., Rabsch W., Thornton L., Perevoscikovs J., van Pelt W., Heck M.: *Salmonella* infections associated with reptiles: the current situation in Europe. *Euro Surveill.* **13**, 3–4 (2008)
9. Biedunkiewicz A., Schultz Ł.: Fungi of the genus *Exophiala* in tap water – potential etiological factors of phaeohyphomycoses. *Mikologia Lekarska*, **19**, 23–26 (2012)
10. Cadi A., Joly P.: Impact of the introduction of the red-eared slider (*Trachemys scripta elegans*) on survival rates of the European pond turtle (*Emys orbicularis*). *Biodivers. Conserv.* **13**, 2511–2518 (2004)
11. Chambers D.L., Hulse A.C.: *Salmonella* serovars in the herpetofauna of Indiana County, Pennsylvania. *Appl. Environ. Microbiol.* **72**, 3771–3773 (2006)
12. Chen Z.X., Zheng J.C., Jiang Y.L.: A new iridovirus isolated from soft-shelled turtle. *Virus Res.* **63**, 147–151 (1999)
13. de Sá I.V.A., Solari C.A.: *Salmonella* in Brazilian and imported pet reptiles. *Braz. J. Microbiol.* **32**, 293–297 (2001)
14. Di Ianni F., Dodi P.L., Cabassi C.S., Pelizzone I., Sala A., Cavarani S., Parmigiani E., Quintavalla F., Taddei S.: Conjunctival flora of clinically normal and diseased turtles and tortoises. *BMC Vet. Res.* **11**, 91 (2015)
15. Domiciano I.G., Domit C., Trigo C.C., de Alcantara B.K., Headley S.A., Bracarense A.P.: Phaeohyphomycoses in a free-ranging loggerhead turtle (*Caretta caretta*) from Southern Brazil. *Mycopathologia*, **178**, 123–128 (2014)
16. Donnelly K., Waltzek T.B., Wellehan J.F., Jr., Sutton D.A., Wiederhold N.P., Stacy B.A.: Phaeohyphomycosis resulting in obstructive tracheitis in three green sea turtles *Chelonia mydas* stranded along the Florida coast. *Dis. Aquat. Organ.* **113**, 257–262 (2015)
17. Doszpoly A., Wellehan J.F., Jr., Childress A.L., Tarjan Z.L., Kovacs E.R., Harrach B., Benko M.: Partial characterization of a new adenovirus lineage discovered in testudinoïd turtles. *Infect. Genet. Evol.* **17**, 106–112 (2013)
18. Dynowska M.: Drożdże i grzyby drożdżopodobne jako czynniki patogene oraz bioindykatory ekosystemów wodnych. Rozprawa habilitacyjna, Studia i Materiały WSP w Olsztynie, 1995
19. Ebani V.V., Fratini F., Bertelloni F., Cerri D., Tortoli E.: Isolation and identification of mycobacteria from captive reptiles. *Res. Vet. Sci.* **93**, 1136–1138 (2012)
20. Everhart B.A.: Notes on the Helminths of (Wied, 1838) of *Pseudemys scripta elegans* in Areas of Texas and Oklahoma. *Proc. of the Ocla. Acad. of Sci.* 38–43 (1957)
21. Farkas S.L., Gal J.: Adenovirus and mycoplasma infection in an ornate box turtle (*Terrapene ornata ornata*) in Hungary. *Vet. Microbiol.* **138**, 169–173 (2009)
22. Gaertner J.P., Hahn D., Rose F.L., Forstner M.R.: Detection of salmonellae in different turtle species within a headwater spring ecosystem. *J. Wildl. Dis.* **44**, 519–526 (2008)
23. Geue L., Loschner U.: *Salmonella enterica* in reptiles of German and Austrian origin. *Vet. Microbiol.* **84**, 79–91 (2002)
24. Głowaciński Z., Pawłowski J.: Wykaz gatunków obcych wprowadzonych i zawleczonych (w) Gatunki obce w faunie Polski, red. Z. Głowaciński, H. Okarma, J. Pawłowski, W. Solarz, Instytut Ochrony Przyrody PAN, Kraków, 2012, s. 30–50
25. Goodwin A.E., Merry G.E.: Replication and persistence of VHSV IVb in freshwater turtles. *Dis. Aquat. Organ.* **94**, 173–177 (2011)
26. Habersack M.J., Dillaha T.A., Hagedorn C.: Common snapping turtles (*Chelydra serpentina*) as a source of fecal indicator bacteria in freshwater systems. *JAWRA*, **47**, 1255–1260 (2011)
27. Hahn D., Gaertner J., Forstner M.R., Rose F.L.: High-resolution analysis of salmonellae from turtles within a headwater spring ecosystem. *FEMS Microbiol. Ecol.* **60**, 148–155 (2007)
28. Heuser W., Pendl H., Knowles N.J., Keil G., Herbst W., Lierz M., Kaleta E.F.: Soft plastron, soft carapace with skeletal abnormality in juvenile tortoises. Histopathology and isolation of a novel picornavirus from *Testudo graeca* and *Geochelone elegans*. *Tierarztl. Prax. Ausg. K. Kleintiere. Heimtiere.* **42**, 310–320 (2014)
29. Hidalgo-Vila J., Diaz-Paniagua C., de Frutos-Escobar C., Jimenez-Martinez C., Perez-Santigosa N.: *Salmonella* in free living terrestrial and aquatic turtles. *Vet. Microbiol.* **119**, 311–315 (2007)
30. Hidalgo-Vila J., Diaz-Paniagua C., Perez-Santigosa N., de Frutos-Escobar C., Herrero-Herrero A.: *Salmonella* in free-living exotic and native turtles and in pet exotic turtles from SW Spain. *Res. Vet. Sci.* **85**, 449–452 (2008)
31. Hidalgo-Vila J., Diaz-Paniagua C., Ribas A., Florencio M., Perez-Santigosa N., Casanova J.C.: Helminth communities of the exotic introduced turtle, *Trachemys scripta elegans* in southwestern Spain: Transmission from native turtles. *Res. Vet. Sci.* **86**, 463–465 (2009)
32. Hidalgo-Vila J., Martinez-Silvestre A., Ribas A., Casanova J.C., Perez-Santigosa N., Diaz-Paniagua C.: Pancreatitis associated with the helminth *Serpinema microcephalus* (Nematoda: *Camallanidae*) in exotic red-eared slider turtles (*Trachemys scripta elegans*). *J. Wildl. Dis.* **47**, 201–205 (2011)
33. Hyatt A.D., Gould A.R., Zupanovic Z., Cunningham A.A., Hengstberger S., Whittington R.J., Kattenbelt J., Coupar B.E.: Comparative studies of piscine and amphibian iridoviruses. *Arch. Virol.* **145**, 301–331 (2000)
34. Iglesias R., Garcia-Estevez J.M., Ayres C., Acuna A., Cordero-Rivera A.: First reported outbreak of severe spirorchidiasis in *Emys orbicularis*, probably resulting from a parasite spillover event. *Dis. Aquat. Organ.* **113**, 75–80 (2015)
35. Ippen R., Zwart P.: Infectious and parasitic disease of captive reptiles and amphibians, with special emphasis on husbandry practices which prevent or promote diseases. *Rev. Sci. Tech.* **15**, 43–54 (1996)
36. Issenhuth-Jeanjean S., Roggentin P., Mikoleit M., Guibourdenche M., de Pinna E., Nair S., Fields P.I., Weill F.X. Supplement 2008–2010 (no. 48) to the White-Kauffmann-Le Minor scheme. *Res. Microbiol.* **165**, 526–530 (2014)
37. Johnson A.J., Pessier A.P., Jacobson E.R.: Experimental transmission and induction of ranaviral disease in Western Ornate box turtles (*Terrapene ornata ornata*) and red-eared sliders (*Trachemys scripta elegans*). *Vet. Pathol.* **44**, 285–297 (2007)
38. Kirin A.D.: New data on the helminth fauna of *Emys orbicularis* (L., 1758) (*Reptilia, Emydidae*) in south Bulgaria. *C.R. Acad. Bulg. Sci.* **54**, 95–98 (2001)
39. Kurnatowski P., Rózga A., Rózga B., P.B., A.W.: Poszukiwanie grzybów potencjalnie chorobotwórczych dla człowieka w wodach w Jeziora Charzykowskiego w Zaborskim Parku Krajobrazowym. *Wiad. Parazyt.* **53**, 109–115 (2007)
40. Lindtner-Knific R., Vergles-Rataj A., Vlahovic K., Zrimsek P., Dovc A.: Prevalence of antibodies against *Leptospira* sp in snakes, lizards and turtles in Slovenia. *Acta. Vet. Scand.* **55**, 65 (2013)
41. Lymbery A.J., Morine M., Kanani H.G., Beatty S.J., Morgan D.L.: Co-invaders: The effects of alien parasites on native hosts. *Int. J. Parasitol. Parasites. Wildl.* **3**, 171–177 (2014)

42. Mader D.R.: Reptile medicine and surgery. WB Saunders Company, Philadelphia, London, New York, St. Louis, Sydney, Toronto, 1996
43. Marin C., Ingesa-Capaccioni S., Gonzalez-Bodi S., Marco-Jimenez F., Vega S.: Free-living turtles are a reservoir for *Salmonella* but not for *Campylobacter*. *PLoS ONE*, **8**, e72350 (2013)
44. Matsushita A., Jilong L., Hiruma M., Kobayashi M., Matsumoto T., Ogawa H., Padhye A.A.: Subcutaneous phaeohyphomycosis caused by *Veronea botryosa* in the People's Republic of China. *J. Clin. Microbiol.* **41**, 2219–2222 (2003)
45. McCoy R.H., Seidler R.J.: Potential pathogens in the environment: isolation, enumeration, and identification of seven genera of intestinal bacteria associated with small green pet turtles. *Appl. Microbiol.* **25**, 534–538 (1973)
46. Mihalca A.D., Gherman C., Ghira I., Cozma V.: Helminth parasites of reptiles (Reptilia) in Romania. *Parasitol. Res.* **101**, 491–492 (2007)
47. Mitchell J., Mc Avoy B.: Enteric bacteria in natural populations of freshwater turtles in Virginia. *Virg. J. Sci.* **41**, 233–242 (1990)
48. Moravec F., Vargas-Vazquez J.: Some endohelminths from the freshwater turtle *Trachemys scripta* from Yucatan, Mexico. *J. Nat. Hist.* **32**, 455–468 (1998)
49. Nagano N., Oana S., Nagano Y., Arakawa Y.: A severe *Salmonella enterica* serotype Paratyphi B infection in a child related to a pet turtle, *Trachemys scripta elegans*. *Jpn J. Infect. Dis.* **59**, 132–134 (2006)
50. Nakadai A., Kuroki T., Kato Y., Suzuki R., Yamai S., Yaginuma C., Shiotani R., Yamanouchi A., Hayashidani H.: Prevalence of *Salmonella* spp. in pet reptiles in Japan. *J. Vet. Med. Sci.* **67**, 97–101 (2005)
51. Oi M., Araki J., Matsumoto J., Nogami S.: Helminth fauna of a turtle species introduced in Japan, the red-eared slider turtle (*Trachemys scripta elegans*). *Res. Vet. Sci.* **93**, 826–830 (2012)
52. Oros J., Calabuig P., Arencibia A., Camacho M., Jensen H.: Systemic mycosis caused by *Trichophyton* spp. in an olive ridley sea turtle (*Lepidochelys olivacea*): an immunohistochemical study. *N.Z. Vet. J.* **59**, 92–95 (2011)
53. Otis V.S., Behler J.L.: The occurrence of salmonellae and *Edwardsiella* in the turtles of the New York zoological park. *J. Wildl. Dis.* **9**, 4–6 (1973)
54. Pasmans F., Van Immerseel F., Van den Broeck W., Bottreau E., Velge P., Ducatelle R., Haesebrouck F.: Interactions of *Salmonella enterica* subsp. *enterica* serovar Muenchen with intestinal explants of the turtle *Trachemys scripta scripta*. *J. Comp. Pathol.* **128**, 119–126 (2003)
55. Pees M., Schmidt V., Schlomer J., Krautwald-Junghanns M.E.: Significance of the sampling points and the aerobic microbiological culture for the diagnosis of respiratory infections in reptiles. *Dtsch. Tierärztl. Wochenschr.* **114**, 388–393 (2007)
56. Rataj A., Lindtner-Knific R., Vlahović K., Mavri U., Dovč A.: Parasites in pet reptiles. *Acta Vet. Scand.* **53**, 1–21 (2011)
57. Readel M., Phillips C., Goldberg T.: Prevalence of *Salmonella* in intestinal mucosal samples from free-ranging red-eared sliders (*Trachemys scripta elegans*) in Illinois. *Herp. Con. Biol.* **5**, 208–213 (2010)
58. Readel R.A., Phillips C.A., Goldberg T.L.: Absence of cloacal shedding of *Salmonella* in wild red-eared sliders (*Trachemys scripta elegans*). *Herpetol. Rev.* **39**, 427–430 (2008)
59. Rosen R., Marquardt W.C.: Ecological aspects of helminth infections in *Chrysemys scripta elegans*. *Trans. Ky. Acad. Sci.* **47**, 13–18 (1986)
60. Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 9 września 2011 r. w sprawie listy roślin i zwierząt gatunków obcych, które w przypadku uwolnienia do środowiska przyrodniczego mogą zagrazić gatunkom rodzimym lub siedliskom przyrodniczym. *Dz.U. 2011, Nr 210, poz. 1260*, s. 12323–12325
61. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) Nr 1143/2014 z dnia 22 października 2014 r. w sprawie działań zapobiegawczych i zaradczych w odniesieniu do wprowadzania i rozprzestrzeniania inwazyjnych gatunków obcych. *Dz.U. UE 2014, L 317*, s. 35–55
62. Rozporządzenie wykonawcze Komisji (UE) 2015/736 z dnia 7 maja 2015 r. zakazujące wprowadzania do Unii okazów niektórych gatunków dzikiej fauny i flory. *Dz.U. UE 2015, L117*, s. 25–44
63. Różga A., Różga B., Babski P.: Pathogenic fungi in the waters of selected lakes in the “Bory Tucholskie” National Park. *Acta Mycol.* **38**, 89–98 (2003)
64. Saelinger C.A., Lewbart G.A., Christian L.S., Lemons C.L.: Prevalence of *Salmonella* spp in cloacal, fecal, and gastrointestinal mucosal samples from wild North American turtles. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* **229**, 266–268 (2006)
65. Schumacher J.: Selected infectious diseases of wild reptiles and amphibians. *J. Exot. Pet. Med.* **15**, 18–24 (2006)
66. Seyedmousavi S., Guillot J., de Hoog G.S.: Phaeohyphomycoses, emerging opportunistic diseases in animals. *Clin. Microbiol. Rev.* **26**, 19–35 (2013)
67. Shayegh H., Rajabloo M., Gholamhosseini A., Mootabi Alavi A., Salarian P., Zolfaghari A.: Endohelminths of European pond turtle *Emys orbicularis* in Southwest Iran. *J. Parasit. Dis.* **1–5** (2014)
68. Shen I., Shi H., Wang R., Liu D., Pang X.: An invasive species red-eared slider (*Trachemys scripta elegans*) carrying *Salmonella* pathogens in Hainan Island. *Mol. Pathog.* **2**, 28–32 (2011)
69. Silbernagel C., Clifford D.L., Bettaso J., Worth S., Foley J.: Prevalence of selected pathogens in western pond turtles and sympatric introduced red-eared sliders in California, USA. *Dis. Aquat. Org.* **107**, 37–47 (2013)
70. Soccini C., Ferri V.: Bacteriological screening of *Trachemys scripta elegans* and *Emys orbicularis* in the Po Plain (Italy). *Biologia (Bratisl.)*, **14**, 201–207 (2004)
71. Soldati G., Lu Z.H., Vaughan L., Polkinghorne A., Zimmermann D.R., Huder J.B., Pospischil A.: Detection of *Mycobacteria* and *Chlamydiae* in granulomatous inflammation of reptiles: a retrospective study. *Vet. Pathol. Online*, **41**, 388–397 (2004)
72. Valdeón A., Rada V., Ayres C., Iglesias R., Longares L.A., Lázaro R.: Distribution of *Polystomoides ocellatum* (Monogenea: *Polystomatidae*) in Spain parasitizing the European pond turtle (*Emys orbicularis*). 17th European Congress of Herpetology, Veszprém, Hungary, 2015
73. Verneau O., Palacios C., Platt T., Alday M., Billard E., Allienne J.F., Basso C., Du Preez L.H.: Invasive species threat: parasite phylogenetics reveals patterns and processes of host-switching between non-native and native captive freshwater turtles. *Parasitology*, **138**, 1778–1792 (2011)
74. Yamaguti S.: The nematodes of vertebrates, part II. Interscience Publishers Inc., New York, 1961
75. Zajęc M.: Występowanie i charakterystyka pałeczek *Salmonella* izolowanych od gadów egzotycznych. Praca doktorska, Państwowy Instytut Weterynaryjny – PIB, Puławy, 2015
76. Zaleśny G., Popiołek M., Jarnecki H., Łuczyński T.: *Angusticaecum holopteron* (Rudolphi, 1819) (*Nematoda*, *Ascaridoidea*): potential alien invasive species in Polish nematofauna. *Zeszyty Naukowe Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu. Biologia i Hodowla Zwierząt*, **58**, 179–183 (2009)
77. Złotorzycka J., Lonc E., Majewska A.C., Okulewicz A., Pojmańska T., Wędrychowicz H.: Słownik parazytologiczny. Polskie Towarzystwo Parazytologiczne, Warszawa, 1998