

# Muszyce u żółwi

Łukasz Skomorucha

z Przychodni Weterynaryjnej Salvat w Warszawie

Muszyce są chorobami ludzi i zwierząt, wywoływanych przez larwy muchówek (Diptera) wielu różnych gatunków, należących do kilku rodzin. Zgodnie z podziałem stosowanym przez Gundlacha i Sadzikowskiego (1) mianem muszycy lub myjozy (*myiasis*) określa się inwazje larw much z rodzin Muscidae (muchowate), Calliphoridae (plujkowate) oraz Sarcophagidae (ścierwicowate). Inwazje muchówek z innych rodzin, np. *Oestridae* (gzowate), określa się od nazwy rodzajowej wywołującego je czynnika, np. estroza dla inwazji larw *Oestrus ovis* (gza owczego), gasterofiloza dla inwazji larw *Gasterophilus* spp. (gzy żołądkowo-jelitowe koni) czy rinoestroza w przypadku *Rhinoestrus purpureus* (gza końskiego). W terminologii medycznej mianem „muszyca” określa się wszystkie przypadki inwazji larw muchówek w obrębie tkanek żywiciela. Podobnie w języku angielskim słowo „myiasis”, odpowiadające naszemu pojęciu muszycy, określa inwazję larw wszystkich gatunków muchówek, zarówno w znaczeniu medycznym, jak i weterynaryjnym. Termin ten wprowadził po raz pierwszy w 1840 r. brytyjski entomolog Frederick William Hope.

Rozróżnia się muszyce obligatoryjne i fakultatywne. W pierwszym przypadku żywiciel jest niezbędny do zamknięcia cyklu rozwojowego. W polskiej entomofaunie przykładem obligatoryjnego pasożyta jest *Lucilia bufonivora*, z rodziny Calliphoridae, której larwy pasożytują na płazach, głównie na ropuchach szarych (*Bufo bufo*). Muszyce fakultatywne wywołwane są przez gatunki, których larwy mogą się rozwijać na martwej materii organicznej (padlinie, odchodach, szczątkach roślinnych), jednak w sprzyjających warunkach zasiedlają także tkanki żywego żywiciela. W warunkach polskich są to między innymi: większość gatunków z rodzaju *Lucilia*, ścierwica (*Sarcophaga* spp.) czy mucha domowa (*Musca domestica*). Muszyce fakultatywne mogą być pierwotne i wtórne. Rozwój larw much (głównie Muscidae) w przewodzie pokarmowym w wyniku przypadkowego ich połknięcia określa się mianem pseudomuszyc lub muszyc rzekomych. Muszyce stwierdza się niemal w każdej gromadzie kręgowców, w tym także u ryb kostnoszkieletowych (2, 3). W krajach tropikalnych nie rzadkie jest występowanie muszyc u ludzi, jednak i w naszym kraju opisano takie przypadki (4, 5, 6, 7). Warto również zaznaczyć, iż istnieje pokaźna grupa gatunków

obligatoryjnie pasożytujących na różnych bezkręgowcach – dżdżownicach (np. *Belgardia* spp., *Pollenia* spp.), ślimakach (np. *Melinda* spp.), owadach (np. *Stomorhina lunata*; 8). Wymienione muchówki należą do rodziny Calliphoridae są elementem polskiej entomofauny.

Rola much w parazytologii medycznej i weterynaryjnej jest powszechnie znana. Imago, z racji trybu życia, mogą roznosić różne patogeny, larwy z kolei mogą wywoływać muszyce. Warto wspomnieć również o pozytywnym wykorzystaniu larw, głównie plujek, do biochirurgicznego opracowania trudno gojących się i nadkażonych ran (np. w przypadku tzw. stopy cukrzycowej; 9) lub do określania czasu zgonu w medycynie sądowej (10, 11, 12).

Muszyce występujące u żółwi są dosyć skąpo opisywane w dostępnym piśmiennictwie. Większość przypadków dotyczy osobników wolno żyjących, przypadkowo trafiających w ręce ludzi. Najliczniejsze są opisy muszyc u terapeń (północnoamerykański rodzaj *Terrapene*; 13, 14, 15, 16), rzadziej u żółwi norowych (*Gopherus polyphemus*), pojedyncze doniesienia dotyczą żółwi greckich (*Testudo hermanni*; 17, 18), żółwi mauretańskich (*Testudo graeca*; 19) i żółwi jaszczurowatych (*Chelydra serpentina*; 20). Większość wykazywanych muchówek to gatunki fakultatywnie pasożytnicze z rodziny Calliphoridae, jednak *Cistudinomyia cistudinis* (rodzina Sarcophagidae) uznać należy za pasożyta obligatoryjnego (21). Muchówka ta występuje na wschodnich i południowych terenach Stanów Zjednoczonych, gdzie stwierdzana była na terapeń (*Terrapene* spp.), żółwiach norowych (*Gopherus polyphemus*), żółwiach ozdobnych (*Trachemys scripta*), żółwiach torfowiskowych (*Glyptemys muhlenbergii*) oraz wyjątkowo – u hodowanych na Florydzie żółwi olbrzymich (*Dipsochelys dussumieri*). O ile wiadomo autorowi, publikacja ta jest pierwszym opracowaniem na ten temat w polskim piśmiennictwie weterynaryjnym.

Osobnym tematem jest zasiedlanie przez larwy muchówek gniazd żółwi. W ostatnich latach przeprowadzono wiele badań, mających na celu ustalenie, czy pełnią one rolę niegroźnych saprofagów, odżywiających się obumarłymi zarodkami, czy też poprzez drapieżnictwo na zarodkach żywych i świeżo wylęgłych młodych żółwiach przyczyniają się do ograniczenia sukcesów lęgowych. Stosunkowo

## Myiasis in tortoise

Skomorucha Ł., Veterinary Surgery Salvat, Warsaw

This article aimed at presentation of three cases of extensive myiasis in tortoise from genus *Testudo* and two in tortoise from genus *Agrionemys*. Two cases were fatal and were terminated with euthanasia because of the very severe condition of animals. In one case full recovery was observed after treatment. Also a review of similar cases in the world literature was presented. In these cases, the animal's poor condition was due to the negligence of their caregivers. Unfortunately, among the owners there is still a misconception that reptiles do not feel pain and are 'self-sufficient' animals. Author believes this is the first paper describing cases of tortoise myiasis in Poland.

**Keywords:** myiasis, tortoise, fly.

dobrze opracowane są inwazje muchówek w gniazdach żółwi morskich (Cheloniidae) i żółwi skórzastych (Dermochelyidae). Na jajach lub noworodkach żółwi wykazano infestacje larw muchówek należących do sześciu rodzin (22). Głównie są to przedstawiciele ścierwicowatych (Sarcophagidae) i zadrowatych (Phoridae), zdarzają się również przedstawiciele gatunków nietypowych, jak *Delia platura* (Anthomyiidae; 22), uznawana powszechnie za żerującą na roślinach czy *Phylloteles pictipennis* (Sarcophagidae; 23), będąca kleptopasożytem os. Wiele prac wskazuje na to, iż muchówki są w gniazdach żółwi jedynie saprofagami żerującymi na jajach obumarłych, niezaplodnionych i martwych noworodkach (22, 23), jednak w kilku przypadkach inwazja larw wyraźnie wpłynęła na sukces lęgu. W przypadku południowoamerykańskiego żółwia *Peltocephalus dumerilianus* wykazano 60,5% straty w lęgach spowodowane inwazjami larw much (24), według Lopesa (25) inwazja *Eumacronychia sternalis* (Sarcophagidae) spowodowała 30% straty w lęgach żółwi zielonych (*Chelonia mydas*), natomiast Vogt (26) donosi o zabiciu przez larwy *Metosarcophaga importuna* (Sarcophagidae) 36% noworodków żółwi ostrogrzbitych (*Graptemys pseudogeographica*). Podobne obserwacje poczynili Holcomb i Carr (27) w odniesieniu do żółwi sępich (*Macrochelys temminckii*). W wielu przypadkach larwy much uznawano za czynniki wtórne, np. do inwazji chrząszczy z rodziny czarnuchowatych (Tenebrionidae; 28). Wolff (29) donosi o inwazji larw Calliphoridae w gniazdach żółwi greckich (*Testudo hermanni*), żółwi błotnych (*Emys orbicularis*) i żółwi czerwonołycych (*Trachemys scripta elegans*) oraz inwazji muchówek z rodziny Phoridae na sztucznie inkubowanych jajach *Testudo* spp. oraz żółwi błotnych (*Emys orbicularis*).

Oto opis trzech własnych przypadków muszycy u żółwi.

### Przypadek 1

Do przychodni zgłoszono żółwia mauretańskiego (*Testudo graeca* Linnaeus, 1758), samca, w wieku około 20 lat. Zwierzę było bardzo zaniedbane i wychudzone. Na powierzchni karapaksu znajdowała się wyraźna stara blizna, a kończyna piersiowa prawa była amputowana na wysokości stawu łokciowego. Z wywiadu okazało się, iż około rok wcześniej miał miejsce wypadek z kosiarką ogrodową, w wyniku którego zwierzę odniosło wyżej opisane uszkodzenia ciała. Wówczas udzielono zwierzęciu pomocy lekarskiej, nie było jednak możliwości ustalenia jej szczegółów. Poza ewidentnym bardzo złym stanem ogólnym stwierdzono obecność dużej ilości jaj much, złożonych w okolicach głowy, szyi, pach oraz ud żółwia (ryc. 1). Rana w miejscu odcięcia części kończyny, najprawdopodobniej w wyniku niewłaściwych warunków higienicznych uległa silnemu zakażeniu. Właściciel zdecydował o poddaniu zwierzęcia eutanazji. Nie

przeprowadzono sekcji włók ani dalszej hodowli much w celu określenia ich przynależności gatunkowej.

### Przypadek 2

Żółw stepowy (*Agrionemys (Testudo) horsfieldii* Gray, 1844), samica, w nieokreślonym wieku, trafił do przychodni w celu konsultacji „silnego łzawienia z obu oczu”. Problem ten zgłaszany był już w innej przychodni weterynaryjnej około dwóch tygodni wcześniej. Wówczas zalecono stosowanie kropli do oczu z komponentą przeciwzapalną (hydrokortyzon) i antybiotykową (oksytetracyklina, polimyksyna B) – Atecortin® (Jelfa) przez tydzień. Według właściciela stan zwierzęcia uległ dalszemu pogorszeniu, w wyniku czego zdecydował się zgłosić po konsultację do naszej przychodni.

Z wywiadu okazało się, że żółw przez cały rok przebywał na zewnętrznym wybiegu, którego większą część pokrywała zbita, wysuszona ziemia. Wybieg był częściowo osłonięty przed słońcem dzięki rosnącym przy nim drzewom. Jedynie w pobliżu pni drzew wyrastały pojedyncze skupiska

traw i roślin ruderalnych (mniszek pospolity – *Taraxacum officinale*, babka zwyczajna – *Plantago major*, komosa – *Chenopodium* spp.). Co jakiś czas na wybieg dostarczana była sałata i pokrojone jabłka, stanowiące niemal wyłączny element diety żółwi. Suplementacja pokarmu wapniem nie była stosowana. W okresie jesiennym żółw zakopywał się w stertach opadłych liści i w podłożu. Nigdy wcześniej nie był badany pod kątem obecności pasożytów wewnętrznych.

Podczas wstępnych oględzin zwierzęcia stwierdzono deformacje pancerza, wynikające z zaawansowanej metabolicznej choroby kości, znaczne odwodnienie i wychudzenie, śluzowatą wydzielinę pokrywającą zarówno lewą, jak i prawą okolicę oczu oraz okolice obu otworów nosowych. Na szyi stwierdzono obecność kilku złożonych pakietów jaj much oraz znacznej liczby jaj zdeponowanych pojedynczo (ryc. 2). Zwierzę słabo reagowało na bodźce zewnętrzne (m.in. podkurczało kończyny po ich nakłuciu), wykazywało też objawy zaawansowanej duszności. Jego stan został oceniony jako krytyczny. W trakcie oględzin okazało się, że w oczodołach, pośród śluzu



Ryc. 1. Przypadek 1. Duże ilości jaj much w okolicach głowy



Ryc. 2. Przypadek 2. Jeden z pakietów jaj much na żółwiu



Ryc. 3. Przypadek 2. Widok wnętrza jamy ustnej z bardzo licznymi larwami much



Ryc. 4. Przypadek 3. Rana po pokąsaniu w przedniej części ciała



i zmienionych tkanek, znajduje się duża liczba larw much. Czerwie, w znacznie większych ilościach, były obecne również w jamie ustnej zwierzęcia, gdzie pokrywały praktycznie całe jej ściany (ryc. 3). Z racji tak licznej inwazji, jak również ogólnego stanu zwierzęcia, zdecydowano o natychmiastowym poddaniu go eutanazji.

W trakcie sekcji naliczono 67 larw much w różnych stadiach rozwojowych w oczodołach, jamie ustnej, jamach nosowych i początkowym odcinku przełyku. Dodatkowo na skórze, w kilku pakietach oraz pojedynczo, złożonych zostało 116 jaj. Czerwie reprezentowane były przez larwy I, II i III stadium. Większość z nich uśmiercono, 5 zakonserwowano w 70% alkoholu, 15 pozostawiono do dalszej hodowli, celem określenia przynależności gatunkowej. Badanie sekcyjne wykazało dodatkowo znaczną hepatomegalię, powiększenie nerek i krystalizację kwasu moczowego na narządach wewnętrznych (dna trzewna).

Larwy, które miały zostać zakonserwowane, uśmiercono poprzez krótkotrwałe (2 sekundy) zanurzenie ich we wrzącej wodzie. Następnie umieszczono je w docelowym środku konserwującym. Larwy, z których miały powstać dorosłe owady, hodowano według metod stosowanych w entomologii sądowej (12), na pożywce w postaci kawałka wątroby wieprzowej w słoju, którego dno wyłożone zostało 2-centymetrową warstwą piasku, w którym larwy, w trakcie przepoczwarczenia, mogłyby się zakopać. Całość przykryta została tiulem w celu zapobieżenia wypełzania larw. Hodowlę utrzymywano w temperaturze 28°C i wilgotności 80–90% w miejscu ciemnym, osłoniętym od światła. Mimo utrzymywania prawidłowych warunków hodowli i początkowej dużej żywotności larw, po dwóch dniach wszystkie czerwie padły. Ostatecznie określono przynależność osobników zakonserwowanych w 70% alkoholu do rodzaju *Lucilia* (rodzina Calliphoridae).

### Przypadek 3

Do przychodni dostarczono żółwia stepowego (*Agrionemys (Testudo) horsfieldii* Gray, 1844), około 30-letnią samicę, którą tydzień wcześniej pokąsał pies. Właściciele zwlekali z wizytą, jednak nieprzyjemny zapach wydobywający się z ran i sączący z nich wysięk skłonił do zasięgnięcia porady weterynaryjnej. Stwierdzono obecność dużej rany z przodu ciała żółwia, tuż nad poziomem plastronu oraz dwóch mniejszych, w tylnej części ciała – nad plastronem i pod karapaksem (ryc. 4). W trakcie wstępnego czyszczenia ran i przepłukiwania ich sterylnym roztworem soli fizjologicznej stwierdzono w nich obecność larw much w ilości 9 w ranie z przodu ciała

i 4 w obu ranach w tylnej części ciała. Larwy usunięto, a rany ponownie przemyto roztworem soli fizjologicznej oraz roztworem gentamycyny. Zwierzę zatrzymano na tygodniową hospitalizację, w trakcie której podawano osłonowo linkomocynę i spektynomocynę (Linco-spectin®) ogólnie do jamy ciała, butorfanol (Morphasol 4 mg®) oraz witaminę C. Zwierzę samodzielnie pobierało pokarm i wykazywało dużą aktywność ruchową. Przez kolejne dwa dni z głębszych tkanek ran usunięto jeszcze łącznie 3 larwy. Na rany nakładano dializat z krwi cieląt (Solcoseryl-żel®) w celu przyspieszenia ziarninowania. Po tygodniowym pobycie na leczeniu stacjonarnym żółw został wydany do domu z zaleceniem utrzymywania ran w czystości (utrzymanie w terrarium bez ściółki, na ligninie) oraz dalszego stosowania Solcoserylu. W dwa tygodnie od wydania ze szpitala żółwica ponownie trafiła do przychodni z powodu pogorszenia się stanu rany w tylnej okolicy ciała. Spowodowane było to złożeniem dzień wcześniej jaja. Rana powiększyła się względem pierwotnych rozmiarów, jednak nie zaobserwowano krwawienia ani pogorszenia stanu ogólnego i samopoczucia gada (zwierzę nadal było aktywne, zainteresowane pokarmem). Poza podaniem wapnia w iniekcji (Calcium Pliva®) i zaleceniami utrzymywania rany w jak najbardziej higienicznych warunkach, zasugerowano również wykonanie kontrolnego badania radiologicznego, w celu stwierdzenia, czy w ciele żółwia nie znajduje się większa ilość jaj. Wynik badania okazał się negatywny.

### Omówienie przypadków

Muszyce wywoływane przez gatunki z rodzin Calliphoridae, Sarcophagidae oraz Muscidae mają z reguły bardzo podobny przebieg z racji na zbieżność cykli życiowych wymienionych owadów. Plujkowate i muchowate są w większości jajorodne, ścierwnicowate żywo- lub jajożyworodne. Jaja bądź larwy składane są na substracie, którym może być zraniona okolica ciała żywego zwierzęcia i rozwijają się bardzo szybko. Wylęg następuje w ciągu 1–2 dni. Larwy przechodzą przez kolejne stadia rozwojowe (larwy I, II i III stadium), po czym opuszczają substrat, na którym wzrastały i przepoczwarczają się. Poczwarka znajduje się w „skorupce” utworzonej z zaschniętej linki larwy III stadium (kokon rzekomy, *puparium*), tworząc bobówkę (*pupa coarctata*). Okres trwania poszczególnych stadiów jest zależny od warunków środowiskowych (temperatura, wilgotność, dostępność i rodzaj pokarmu) i gatunku muchówki, zawsze jednak najdłuższe jest stadium III, w którym dochodzi do największego wzrostu. W połowie tego stadium larwy przestają pobierać pokarm,

opuszczają substrat, opróżniają przewód pokarmowy i zakopują się w wierzchniej warstwie ziemi, by się przepoczwarczyć. Larwy wydzielają enzymy trawienne na zewnątrz, wstępnie rozkładając tkanki przed ich pochłonięciem. Wytwarzany w jelicie środkowym i wydalany z ekskrementami amoniak silnie alkalizuje środowisko, co z jednej strony usprawnia działanie kolagenaz, z drugiej – silnie redukuje ilość bakterii w otaczających tkankach (stąd wykorzystanie sterylnych larw much w terapii trudno gojących się ran).

Północnoamerykańska *Cistudinomyia cistudinis*, z racji specyficznych przystosowań, ma odmienny cykl życiowy. Samica deponuje larwy pierwszego stadium w pobliżu drobnych zranień (np. spowodowanych inwazją kleszczy). Larwy żerują do 2 miesięcy, pojedynczo lub grupując się po kilka sztuk z tylną częścią ciała, na której ulokowane są tylne przetchlinki, wystająca w stronę otworu oddechowego. Larwa pierwszego stadium ma około 2 mm długości, tuż przed przepoczwarczeniem osiąga 15 mm. Tylko w wyjątkowych przypadkach inwazja jest na tyle silna, aby spowodować śmierć żywiciela.

Knotek i wsp. (17) zwracają uwagę na fakt, iż przy rozległych muszycach czerwie wytwarzają znaczne ilości amoniaku, który silnie obciąża wątrobę i wpływa ujemnie na stan układu odpornościowego. Warto jednak zwrócić uwagę, iż w opisywanym przez niego przypadku, żółw znajdował się w dobrej kondycji i utrzymywany był w prawidłowych warunkach. W omawianych przypadkach ewentualne uszkodzenie wątroby byłoby zapewne pierwotne względem inwazji much, wywołane nieprawidłowymi warunkami chowu. Przykład przypadku 3 dowodzi, iż w miarę wcześniej przykryta i niezbyt nasilona muszyca daje się łatwo wyleczyć.

Diagnoza muszycy nie nastęrcza dużych problemów – polega na stwierdzeniu obecności larw much. Najczęściej lokalizują się w ranach lub okolicach steku, szczególnie przy współistniejącej bieguncce lub zapaleniu steku (30). Gatunki pasożytnicze obligatoryjnie umiejscawiają się w obrębie ran lub uszkodzeń powłok ciała. *Cistudinomyia cistudinis*, szczególnie często u terapeń (*Terrapene* spp.), sytuuje się w okolicy pachwin, szyi lub nozdrzy, gdzie larwy poprzez drobne urazy skóry wnikają w tkankę podskórną, tworząc charakterystyczne zgrubienia z pojedynczym otworem oddechowym (14). Opisano również przypadki obecności otworów oddechowych umiejscowionych na pancerzu żółwi, wtórnie do uszkodzeń przez drapieżniki.

Jako metodę leczenia sugeruje się mechaniczne usuwanie larw z miejsc ich bytowania wraz z przepłukiwaniem rany

(np. roztworem soli fizjologicznej, wodą utlenioną, chlorheksydyną, jodopowidonelem), dezynfekcję oraz ewentualne stosowanie środków owadobójczych (14). Warto przypomnieć, iż u żółwi nie można stosować iwermektyny, dosyć powszechnie wykorzystywanej do zwalczania inwazji pasożytniczych muchówek u zwierząt gospodarskich (31). W zależności od rozległości uszkodzeń, warto uzupełnić utracone płyny, wdrożyć leczenie przeciwbólowe i ogólną antybiotykoterapię. Czasami (często w przypadku *C. cistudinis*) niezbędne jest chirurgiczne opracowanie miejsca przebywania larw w celu uzyskania lepszego do nich dostępu.

Opisane przypadki wskazują, że przynajmniej część właścicieli żółwi utrzymuje je w skrajnie niewłaściwych warunkach. Niestety, nadal panuje całkowicie błędna opinia, że odczuwanie bólu u gadów jest zdecydowanie mniej nasilone niż u ludzi. Częstokroć nawet tak rozległe urazy, jak przypadkowa amputacja kończyny i odsłaniające jamę ciała uszkodzenie pancerza w wyniku na przykład upadku ze znacznej wysokości, nie stanowią dla właścicieli zwierząt wystarczającego powodu do wizyty u lekarza weterynarii. Inną kwestią jest fakt, iż wielu opiekunów nie ma odpowiedniej wiedzy na temat niezbędnych warunków utrzymania, diety i biologii swoich podopiecznych, a swoje postępowanie opierają na nieaktualnych danych z publikacji z lat 80. i początków lat 90. ubiegłego wieku.

## Piśmiennictwo

- Gundlach J.L., Sadzikowski A.B.: Parazytologia i pasożyty zwierząt. PWRiL Warszawa, 2004.
- Bristow G.A., Berland B., Fosså S.A.: A first case of myiasis in fish. *J. Parasitol.* 1990, **76**, 256-257.
- Öktener A., Alas A.: Case of external myiasis caused by Diptera (Sarcophaga sp.) on three Cyprinid species. *Rev. Fish. Sci.* 2009, **17**, 68-69.
- Deryło A.: *Parazytologia i akarontologia medyczna*; Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa 2002.
- Kaczmarczyk D., Kopczyński J., Kwiecień J., Michalski M., Kurnatowski P.: The human aural myiasis caused by *Lucilia sericata*. *Wiad. Parazytol.* 2011, **57**, 27-30.
- Kuźnia-Grygiel W., Koś W., Kosik-Bogacka D., Teodorczyk U., Kołodziejczyk L.: Przypadek muszycy dróg moczowo-płciowych (myiasis urogenitalis) u bezdomnego mężczyzny. *Wiad. Parazytol.* 2007, **53**, suplement.
- Waśniowski A.: Rola pasożytów zewnętrznych wywołujących tropikalne muszycy skóry na przykładzie pacjentów Kliniki ośrodku poznańskiego. *Wiad. Parazytol.* 2007, **53**, suplement.
- Draber-Mońko A.: Calliphoridae Plujki (Insecta: Diptera). W: *Fauna Poloniae*, Fundacja Natura Optima Dux, Warszawa 2004.
- Jarczyk G., Jackowski M., Szpila K., Boszek G., Kapelaty S.: Use of *Lucilia sericata* blowfly maggots in the treatment of diabetic feet threatened with amputation. *Acta Angiol.* 2008, **14**, 42-55.
- Kaczorowska E., Draber-Mońko A.: *Wprowadzenie do entomologii sądowej*. Wydawnictwo Uniwersytetu Gdańskiego, 2009.
- Kaczorowska E., Pieśniak D., Szczerkowska Z.: Wykorzystanie metod entomologicznych w próbach określenia daty zgonu – opis przypadków. *Arch. Med. Sąd. Krym.* 2007, **57**, 347-350.
- Matuszewski S., Bajerlein D., Konkwerski S., Szpila K.: Entomologia sądowa w Polsce. *Wiad. Entomol.* 2008, **27**, 49-52.
- Jackson C.G., Jackson M.M., Davis S.J.D.: Cutaneous myiasis in the three-toed box turtle *Terrapene Carolina tringuis*. *J. Wildl. Dis.* 1969, **5**, 114.
- Klingenberg R.J.: Diagnosing parasites in a Box Turtle. *Exotic DVM Vet. Mag.* 5, 6, 27-31.
- McMullen D.B.: Cutaneous myiasis in a box turtle. *Proc. Oklahoma Acad. Sci.* 1940, **20**, 23-25.
- Peters J.A.: The box turtle as a host for Dipterous parasites. *Am. Midl. Nat.* 1948, **40**, 472-474.
- Knotek Z., Fischer O.A., Jekl V., Kkontková Z.: Fatal myiasis caused by *Calliphora vicina* in Hermann's Tortoise (*Testudo hermanni*). *Acta Vet. Brno* 2005, **74**, 123-128.

- Sales M.J., Ferrer D., Casteljá, Borràs D., Hall M.J.R.: Myiasis in two Hermann's tortoises (*Testudo hermanni*). *Vet. Rec.* 2003, **12**, 600-601.
- Ahmadiara E., Rajabloo M., Nabian S.: The first report of myiasis in *Testudo graeca* in Iran. *J. Vet. Med. Lab.* 2011, nr 3, 103-108.
- Arata A., Lewis B.: Myiasis in an aquatic turtle. *The Florida Entomologist* 1961, **44**, 68.
- Mitchell M.A.: *Parasites of Reptiles*. W: Baker D.G.: *Flynn's Parasites of Laboratory Animals*. 2nd ed., Blackwell Publishing, 2007. s. 194.
- Saumure R.A., Walde A.D., Wheeler T.A.: Nonpredatory fly larvae (*Delia platura*: Anthomyiidae) in a nest of a Northern Map Turtle (*Graptemys geographica*). *Bull. Can. Assoc. Herpet.* 2006, **7**, 22-23.
- McGowan A., Broderick A.C., Deeming J., Godley B.J., Hancock E.G.: Dipteran infestation of loggerhead (*Caretta caretta*) and green (*Chelonia mydas*) sea turtle nests in northern Cyprus. *J. Nat. Hist.* 2001, **35**, 573-581.
- Vogt R.C., Cantarelli V.C., Carvalho A.G.: Reproduction of the *Cabecudo*, *Peltocephalus dumerilianus*, in the biological reserve of Rio Trombetas, Para, Brazil; *CCE&B* 2004, nr 1, 145-148.
- Lopes H.S.: On *Eumacronychia sternalis* Allen (Diptera, Sarcophagidae) with larvae living on eggs and hatchlings of the East Pacific green turtle. *Rev. Brasileira Biol.* 1982, **42**, 425-429.
- Vogt R.C.: Turtle egg (*Graptemys*: Emydidae) infestation by fly larvae. *Copeia* 1981, 457-459.
- Holcomb S.R., Carr J.L.: Infestation of a naturally incubated nest of the alligator snapping turtle (*Macrochelys temminckii*) by the phorid fly *Megaselia scalaris*. *Southwestern Naturalist* 2011, **56**, 427-429.
- Urhan R., Katilmiş Y., Yüksel M.: Invertebrate infestation in Loggerhead Turtle (*Caretta caretta*) nests, in Dalyan, Turkey. *Munis Entomol. Zool.* 2010, **5** suppl., 982-985.
- Hnízdo J., Pantchev N.: *Medical Care of Turtles & Tortoises. Diagnosis, Surgery, Pathology, Parasitology*. Edition Chimaira, Frankfurt am Main 2011, s. 255.
- Mader D.R.: *Reptile Medicine and Surgery*. 2nd ed., Saunders Elsevier, 2006.
- Teare J.A., Bush M.P.: Toxicity and efficacy of ivermectin in chelonians. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1983, **183**, 1195-1197.

Lek. wet. Łukasz Skomorucha, Przychodnia Weterynaryjna Salvet, ul. Ratuszowa 1/3, 03-461 Warszawa, e-mail: lukasz\_skomorucha@wp.pl

## Modyfikacja czynników środowiskowych w schronisku dla zwierząt i jej wpływ na sukces adopcyjny

Mirosław Karpiński, Tomasz Mazurkiewicz, Piotr Czyżowski

z Zakładu Hodowli Amatorskich i Zwierząt Dzikich Uniwersytet Przyrodniczego w Lublinie

Bezdomne? Bezpańskie? Czy po prostu niechciane? Każdego roku ogromna liczba psów (*Canis familiaris*) trafia do schronisk dla zwierząt. Coraz częściej organizacje te otrzymują niechciane psy bezpośrednio od ich właścicieli (1). Przepętnienie, brak funduszy oraz bierność władz administracyjnych to najczęściej wymieniane bolączki związane z codziennym funkcjonowaniem tych schronisk. Należy wyraźnie podkreślić, że konieczna jest modyfikacja i zmiana sposobu postępowania w schroniskach, tak aby stały się one prężnymi,

nowoczesnymi ośrodkami adopcyjnymi, a nie przechowalniami, w której dożywotnie wegetują zwierzęta. Corocznie, szczególnie w okresie wakacyjnym, notuje się znaczny wzrost porzucanych zwierząt. Wykorzystując istniejące akty prawne, takie jak ustawa z 8 marca 1990 r. o samorządzie gminnym (art. 18 ust. 2 pkt 15), jak również ustawa z 13 września 1996 r. o utrzymaniu czystości i porządku w gminach (art. 3 ust. 2 pkt 5) oraz ustawa z 21 sierpnia 1997 r. o ochronie zwierząt (art. 11a) można stworzyć akty wykonawcze na poziomie gmin,

wspierające lokalne programy zapobiegania bezdomności zwierząt. Proste działania wspierające wprowadzanie mechanizmów finansowych, zachęcających właścicieli zwierząt do wykonywania sterylizacji czy kastracji posiadanych psów i kotów, wszczepianie identyfikatorów elektronicznych oraz prowadzenie bazy danych psów na terenie gmin przyczyni się do ograniczenia niekontrolowanego rozrodu bezdomnych zwierząt. Kastracja i sterylizacja jest humanitarnym rozwiązaniem tego problemu. Zabiegi te są bezpieczne i mogą być dokonywane już na kilkumiesięcznych zwierzętach. Powrót do normalnej aktywności następuje po kilku dniach od zabiegu.

Istnieje wiele przyczyn, które skłaniają ludzi do decyzji o umieszczeniu psa w schronisku, jednak najczęstsze z nich to szeroko pojęte zaburzenia jego behawioru, a w szczególności wykazywanie zachowań agresywnych (2). Część z tych zwierząt znajduje nowy dom, jednak od 5 do 20% ponownie wraca do schronisk (1). Jako główne przyczyny ponownego oddawania