

WŁADYSŁAW CABAJ, BOŻENA MOSKWA, KATRZYNA PASTUSIAK, JUSTYNA BIEŃ

Instytut Parazytologii im. W. Stefańskiego PAN
Twarda 51/55, 00-818 Warszawa
e-mail: cabajw@twarda.pan.pl

WŁOŚNICA U ZWIERZĄT WOLNO ŻYJĄCYCH STAŁYM ZAGROŻENIEM ZDROWIA LUDZI W POLSCE

Trichinella spiralis (RAILLIET, 1895) – włośień kręty, jest nicieniem należącym do typu *Nematoda*, gromady *Adenophorea*, rodziny *Trichinellidae*, rodzaju *Trichinella* (MEHLHORN 2001). Jest pasożytem rozdzielnopłciowym, o wyraźnym dymorfizmie płciowym. Samice osiągają wymiary: długość 3,0–4,8 mm, średnica 60–72 μm , a samce: długość 1,5–1,6 mm, średnica 33–40 μm .

Żenienia wyróżnia się dwie fazy: jelitową, kiedy dorosłe pasożyty bytują w jelicie cienkim oraz mięśniową, podczas której larwy migrują i osiągają mięśnie szkieletowe (Ryc. 1).

Zarażenie następuje po spożyciu mięsa zawierającego larwy mięśniowe (L1). Torebki larw ulegają strawieniu, a uwolniona w jelicie larwa wnika do komórek nabłonka kosmków jelitowych i osiąga dojrzałość płciową



a



b

Ryc. 1. Osobniki dorosłe i nowonarodzone larwy w jelicie (a) oraz otorbione larwy mięśniowe (b) (fotografie własne autorów).

W cyklu rozwojowym włośnia występują formy dorosłe (samice i samce) oraz larwalne. Wśród form larwalnych wyróżnia się larwy nowonarodzone (ang. newborn larvae), larwy migrujące oraz mięśniowe (otorbione, z wyjątkiem *T. pseudospiralis*), które stanowią larwę stadium I (L1). Postacie dojrzałe, jak i larwalne *T. spiralis* rozwijają się u tego samego żywiciela, ale w różnych jego narządach (DESPOMMIER 1983). W przebiegu zara-

żenia 3–4 dnia po zjedzeniu mięsa (DESPOMMIER 1983) uważa się, że stosunek liczby samic do samców zmienia się w zależności od okresu fazy jelitowej. W początkowym okresie stosunek ten wynosi 2:1, a każda samica może być zapłodniona kilka razy. Potencjał rozrodczy samicy waha się od 200 do 1500 larw urodzonych w ciągu życia (DESPOMMIER 1983). Zapłodnienie samic może nastąpić już w 3 dobie po zarażeniu, a rodzenie larw

można obserwować już 2 dni później. Nowonarodzone larwy przenikają do naczyń włosowatych, a następnie migrując przez układ krwionośny docierają do mięśni szkieletowych poprzecznie prążkowanych, które są ostatecznym miejscem lokalizacji larw mięśniowych. Uważa się, że około 97% larw migruje przez układ krwionośny, a jedynie 3% przez układ limfatyczny (WANG i BELL 1986). W trakcie wędrówki wielkość larw zwiększa się co najmniej 10-krotnie. Jednocześnie następuje intensywny rozwój narządów wewnętrznych. Od 12 dnia od zarażenia larwy są zdolne do osiedlenia się w komórce mięśniowej dokonując jej reorganizacji (transformacja bazofilna) (GABRYEL i współaut. 1985, 1994). Natomiast od 19 dnia otorbiona larwa mięśniowa staje się już inwazyjna (DESPOMMIER 1983).

Współczesna taksonomia rodzaju *Trichinella* jest niezwykle złożona. Pasożyt został znaleziony po raz pierwszy w mięśniach człowieka i opisany przez Owena jako *Trichina spiralis* w 1835 r. (patrz STEFAŃSKI 1968). W 1895 r. RAILLIET dokonał redeskrypcji gatunku i nadał nową nazwę gatunkową, która brzmi *Trichinella spiralis*. Rok 1972 przyniósł opisy trzech innych gatunków z rodzaju *Trichinella*: *T. nativa*, *T. nelsoni* oraz *T. pseudospiralis*. Larwy mięśniowe pierwszych dwóch gatunków są otorbione, natomiast trzeciego gatunku nie. Początkowo ustalenie pozycji taksonomicznej i nadanie nazwy gatunkowej opierało się na wynikach badania możliwości krzyżowego zapłodnienia, cech torebek larw mięśniowych, morfologii postaci dorosłych i larwalnych, inwazyjności i patogenności. Duże znaczenie miał również wskaźnik reprodukcyjności RCI (stosunek liczby larw mięśniowych do podanej dawki), indeks płodności samic (liczba larw urodzonych przez 1 samicę w ciągu 1 godziny) (CABAJ i PRZYJAŁKOWSKI 1987) oraz kryteria zoogeograficzne.

Badania prowadzone w ciągu ostatnich 20 lat wykazały, że dotychczas stosowane metody nie są wystarczające i doprowadzają do niejednoznacznych wyników. Dlatego pokuszono się o uzupełnienie dotychczas stosowanych metod o techniki z zakresu biologii molekularnej oparte na analizie DNA pasożytów (PCR, RAPD, PCR-RFLP oraz multiplex-PCR) (BANDI i współaut. 1995, WHU i współaut. 1999, ZARLENGA i współaut. 1999). Po dokonaniu oceny genetycznej (określenie profilu DNA), analizy alloenzymów oraz biorąc pod uwagę dane o środowisku, z którego

pochodzą izobaty, wyodrębniono 11 genotypów *Trichinella* (T1-T11). Na podstawie badań taksonomicznych wykonanych metodami molekularnymi wyróżnia się obecnie 8 gatunków *Trichinella*: *T. spiralis*/T1, *T. nativa*/T2, *T. britovi*/T3, *T. pseudospiralis*/T4, *T. murrelli*/T5, *T. nelsoni*/T7, *T. papuae*/T10, *T. zimbabwensis*/T11 oraz trzy genotypy oznaczone jako T6, T8, T9, ale nie mające jeszcze ustalonej pozycji taksonomicznej (POZIO i współaut. 1992, BOLAS-FERNANDEZ 2003) (Tabela 1). W Europie występują cztery gatunki włośni: *T. spiralis*, *T. britovi*, *T. pseudospiralis* i *T. nativa* (POZIO 2001, BORSUK i współaut. 2003, HURNIKOVA i współaut. 2005), natomiast badania epidemiologiczno-epizootologiczne prowadzone w Polsce wykazały obecność *T. spiralis* i *T. britovi* (NOWOSAD i współaut. 1998; CABAJ i współaut. 2000, 2004).

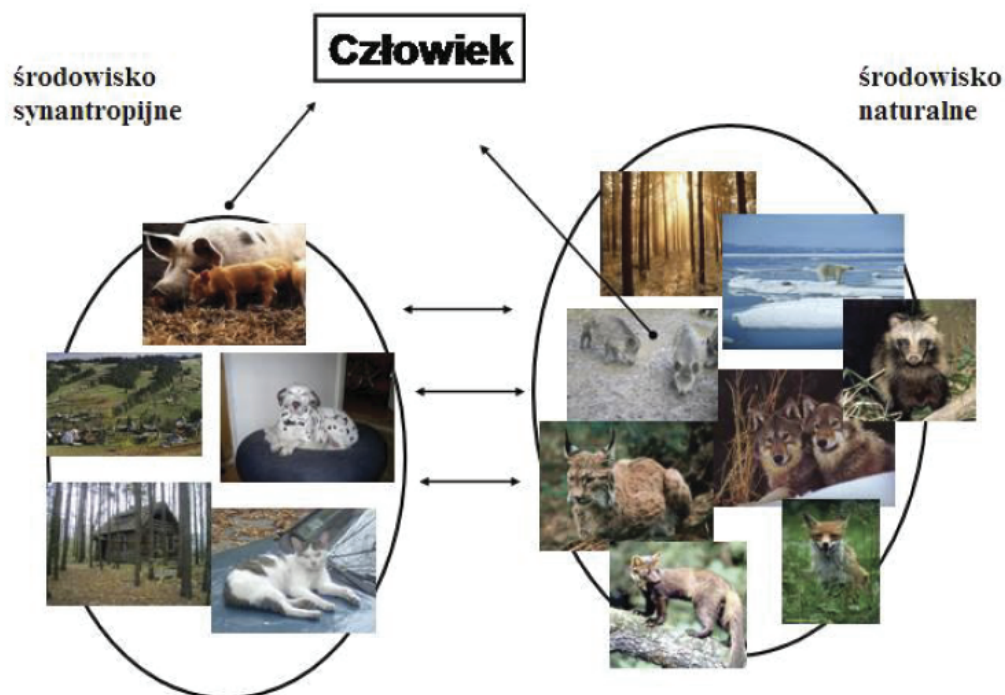
Włośnica jest typowym przykładem zoonozy pasożytniczej, w której proces epidemiologiczny jest złożony, z uwagi na możliwość krążenia pasożyta w różnych środowiskach. Stąd rezerwuuar i źródło zarażenia, jak i drogi transmisji inwazji są różne (KOCIEŃKA 1996). Krążenie włośni odbywa się w środowisku synantropijnym (związany z działalnością człowieka) lub naturalnym (leśnym), które w pewnych warunkach mogą się wzajemnie przenikać. Każdy z tych rezerwuarów, może być źródłem zarażenia człowieka. Schemat możliwości krążenia pasożyta w środowisku synantropijnym i naturalnym przedstawia Ryc. 2.

W sposób naturalny, *per os*, zaraża się człowiek i zwierzęta drapieżne (koty, psy, wilki, niedźwiedzie, rysie), zwierzęta wszystkożerne (świnia, dzik), gryzonie (szczur, mysz), a nawet zwierzęta roślinożerne (owca, królik, koń, baran), stanowiąc rezerwuuar i źródło inwazji dla człowieka (BELLANI i współaut. 1978, CAMPBELL 1988, TOMASOVICOVA i współaut. 1991, REINA i współaut. 1994). Padłe lub zabite, zarażone zwierzęta tych gatunków pożerane są przez inne, również przez świnie, które u niektórych hodowców mają dostęp do środowiska leśnego lub żywione są odpadkami czy całymi tuszkami zwierząt mięsożernych zarażonych larwami *Trichinella*.

W Polsce, pierwsze informacje o zachorowaniu ludzi na włośnicę pochodzą z terenów objętych zaborem pruskim, gdzie w drugiej połowie XIX w., na terenie obejmującym okolice Poznania, wprowadzono obowiązek prowadzenia badań mięsa wieprzowego przeznaczonego do spożycia, w kierunku obecno-

Tabela 1. Aktualna charakterystyka 11 genotypów *Trichinella*.

Gatunek lub genotyp	Cykl	Główni żywiciele	Udokumentowane zarażenie ludzi	Występowanie
<i>T. spiralis</i>	synantropijny i leśny	świnie, mięsożerne, szczury	Tak	kosmopolityczne
<i>T. nativa</i>	leśny	mięsożerne	Tak	rejon arktyczny i subarktyczny
<i>Trichinella</i> T6	leśny	mięsożerne	Tak	Góry Skaliste od USA do Alaski
<i>T. britovi</i>	leśny, rzadko synantropijny	mięsożerne	Tak	Obszary niskich temperatur w rejonie palearktycznym
<i>Trichinella</i> T8	leśny	mięsożerne	Nie	Południowa Afryka i Namibia
<i>Trichinella</i> T9	leśny	mięsożerne	Nie	Japonia
<i>T. murreli</i>	leśny	mięsożerne	Tak	USA
<i>T. nelsoni</i>	leśny	mięsożerne	Tak	Afryka
<i>T. pseudospiralis</i>	leśne, rzadko synantropijny	świnie, mięsożerne	Tak	kosmopolityczne
<i>T. papue</i>	leśne, rzadko synantropijny	świnie	Tak	Papua Nowa Gwinea
<i>T. zimbabwensis</i>	synantropijny	krokodyle	Nie	Zimbabwe



Ryc. 2. Schemat przedstawia możliwości krążenia pasożyta w środowisku synantropijnym i naturalnym.

ści włośni (KOCIEŃKA 1996). W latach 1950-1995 informacje o ogniskach endemicznych i przypadkach włośnicy u ludzi pojawiały się często (GANCARZ i DYMEK 1961, KOSTRZEWSKI i współaut. 1975, KOCIEŃKA i DREWA 1983, KONCKI 1992).

Dane epidemiologiczne mówią, że w 1999 r. obserwowano 263 zachorowań ludzi (SEROKA 2001), a w 2000 r. 36 osób (PRZYBYLSKA 2002). Szczegółowe dane publikowane są każdego roku w meldunku rocznym Państwowego Zakładu Higieny. Zestawienie przedstawiające liczbę osób u których stwierdzono włośnicę, zawarto w Tabeli 2. Niezwykle interesujący wydaje się fakt, iż w odstępach około 10-cio letnich liczba zachorowań na włośnicę gwałtownie wzrasta.

Doniesienia epidemiologiczne w ogniskach włośnicy pochodzące z wywiadu środowiskowego, od lekarzy klinicystów, a także lekarzy weterynarii pozwalają określić źródło zarażenia. Coraz częściej są to przetwory z mięsa dzika lub przetwory mieszanne (wieprzowina/dziczyna). W 2002 r. doszło do zarażenia włośniami ponad 50 osób po zjedzeniu wędlin i innych przetworów mięsnych z dzika upolowanego w okolicach Murowanej Gośliny (okolice Poznania). Na początku 2003 r., ponad 50 osób, również okolic Poznania, trafiło do szpitala z podejrzeniem zarażenia włośnicą, a źródłem zarażenia ludzi było mięso z upolowanego dzika. W obu przypadkach mięso było badane przez lekarza weterynarii na obecność larw włośni

metodą kompresorową. Prawdopodobnie niska intensywność inwazji lub wczesna faza rozwoju nicienia (przed otorbieniem larw w mięśniach) były przyczyną nieprawidłowego zakwalifikowania mięsa z przeznaczeniem do spożycia. Najnowsze dane epidemiologiczne, podsumowujące liczbę zachorowań na włośnicę w 2004 r., mówią o 172 przypadkach zachorowań, głównie w województwie Wielkopolskim (79 osób) i Pomorskim (74 osoby). Stwierdzono rodzinne ogniska włośnicy. Doniesienia prasowe z 24.01.2005 r. mówią o 40 osobach, w tym 16-miesięcznym dziecku, które zgłosiły się do Kliniki Chorób Pasożytniczych i Tropikalnych Akademii Medycznej w Poznaniu. Osoby podejrzewane są o zarażenie się włośniem, po spożyciu kielbasy z zarażonego dzika, upolowanego w okolicach Kurowa koło Poznania.

Źródłem zarażenia dla człowieka może być również mięso wieprzowe. Ze względu na częste skarmianie świń małowartościowym mięsem upolowanych lisów, które również mogą być zarażone włośniami, możliwość zarażenia człowieka musi być brana pod uwagę.

W krajach Unii Europejskiej metodą rekomendowaną do diagnozowania włośnicy jest metoda trawienia. Jest ona również zalecana przez Międzynarodową Komisję Włośnicową. Metoda polega na trawieniu fragmentów tuszek zwierząt podejrzanych o zarażenie w roztworze trawiącym (pepsyna i kwas solny). Zwykle bada się fragmenty mięśni po-

Tabela 2. Dane epidemiologiczne zachorowań ludzi na włośnicę w latach 1972-2004.

Rok	Liczba chorych	Rok	Liczba chorych	Rok	Liczba chorych
1972	228	1983	418	1994	131
1973	883	1984	370	1995	94
1974	73	1985	202	1996	32
1975	360	1986	130	1997	20
1976	224	1987	190	1998	33
1977	287	1988	295	1999	238
1978	247	1989	102	2000	36
1979	239	1990	271	2001	64
1980	199	1991	248	2002	42
1981	316	1992	219	2003	40
1982	307	1993	594	2004	172

brane z tak zwanych miejsc predylekcyjnych, to znaczy takich, w których osiedla się najczęściej larw włośni. Dla różnych gatunków zwierząt są one różne, np. dla świń jest to przepona, mięśnie żuchwy, mięśnie międzyżebrowe, a dla wilków i lisów mięśnie kończyn.

Inną, rzadko stosowaną metodą pozwalającą na stwierdzenie obecności włośni jest metoda kompresorowa, która polega na ścisaniu niewielkich skrawków mięśni między dwoma grubymi płytkami szklanymi i oglądaniu próbek pod mikroskopem. Metoda ta nie jest precyzyjna i wymaga od osoby badającej bardzo dużego doświadczenia. Można, bowiem nie zauważyć larw, jeśli zarażenie jest słabe, bądź gdy larwy są młode i nieotorbione. Metoda ta nie powinna być stosowana w ubojniach i jest dopuszczana jedynie przy tzw. „ubojach na własny użytek”.

Powyższe metody służą jedynie do stwierdzenia obecności larw. Jednak do określenia ich przynależności gatunkowej stosuje się metody z zakresu biologii molekularnej oparte na analizie DNA. W tym celu odzyskane larwy przetrzymuje się do dalszych badań w alkoholu (75%), temp. -20°C lub w głębokim mrożeniu (-80°C). W Instytucie stosuje się metodę identyfikacji RAPD (BANDI i współaut. 1995) oraz własną metodę identyfikacji larw, której opracowanie pozwala na identyfikowanie inwazji mieszanych *T. britovi* i *T. spiralis* (BORSUK i współaut. 2003). Larwy włośni przesyłane są także do Międzynarodowego Centrum Referencyjnego dla nicieni z rodzaju *Trichinella* (ITRC) w Rzymie, w celu dokonania rejestracji i identyfikacji gatunkowej izolatów włośni metodami biologii molekularnej: RAPD, PCR-RFLP oraz multiplex-PCR. W ten sposób tworzony jest bank izolatów referencyjnych.

Jak już wspomniano wcześniej, bezpośrednim źródłem zarażenia dla człowieka może być wieprzowina i dziczyzna. Niebezpieczeństwo zarażenia wzrasta szczególnie w tych rejonach, gdzie istnieje tradycja spożywania mięsa półsurowego lub wędzonego. Ze względu na często stosowane praktyki skarmiania zwierząt hodowlanych resztkami zwierząt odstrzelonych przez myśliwych, a będących rezerwuarem włośnicy w warunkach naturalnych, niezwykle cenna jest znajomość potencjalnego stanu zagrożenia dla trzody chlewnej.

Zespół nasz od wielu lat prowadzi monitoring poziomu występowania nicieni z rodzaju *Trichinella* u świń, dzików i lisów. Udało się

również zbadać kilka wilków, jenotów i kun leśnych. Fragmenty tusz świń pozyskiwano z rzeźni, natomiast fragmenty tusz zwierząt wolno żyjących od myśliwych i lekarzy weterynarii pracujących w terenie. W latach 1996–2004 pozyskano łącznie 186 izolatów włośni, 179 pochodziło od zwierząt ubitych w różnych rejonach Polski, natomiast 7 izolatów uzyskano z wyrobów z mięsa dzików.

ŚWINIE

Produkcja trzody chlewnej jest jedną z głównych gałęzi produkcji rolniczej w Polsce. Rokrocznie poddawane jest ubojowi kilkanaście milionów świń. W latach 1996–2003 ubito około 125 milionów świń, z czego u 679 stwierdzono obecność larw włośni. Stanowi to 0,0054 % ubitej populacji. Szczegółowe dane przedstawia Tabela 3.

W okresie 1996–2004 do badań molekularnych pozyskano 21 izolatów z następujących województw: Lubelskie (5), Warmińsko-Mazurskie (5), Pomorskie i Kujawsko-Pomorskie po (3) oraz Mazowieckie, Podlaskie, Lubuskie i Zachodnio-Pomorskie po (1) izolacie. Tylko larwy pozyskane od 1 osobnika (woj. Lubuskie) zidentyfikowano jako *T. britovi*, pozostałe zidentyfikowano jako *T. spiralis*. Dokładną lokalizację uzyskanych izolatów przedstawia Ryc. 3.

DZIKI

W latach 1997–2004 w Polsce upolowano ponad 390000 dzików. W tym okresie stwierdzono włośnię u 993 osobników, co stanowi 0,25% ustrzelonej populacji. Liczba zarażonych zwierząt oraz procent zarażenia włośniami w poszczególnych latach nieznacznie się wahał, aczkolwiek w ostatnich dwóch latach obserwowano wyraźną tendencję wzrostową (Tabela 3).

W okresie 1996–2004 do badań molekularnych udało się odzyskać larwy od 92 zwierząt oraz z wyrobów z dziczyzny (7 izolatów). Larwy od 65 osobników zidentyfikowano jako *T. spiralis*, od 18 osobników to *T. britovi*. U dwóch osobników stwierdzono mieszaną inwazję dwoma gatunkami włośni, a 6 izolatów nie udało się zidentyfikować ze względu na degradację DNA. Gatunkiem zidentyfikowanym we wszystkich wyrobach z mięsa dzika był *T. spiralis*, natomiast kiełbasa będąca źródłem zarażenia ludzi w Sępólnie Krajeńskim zawierała larwy mięśniowe *T. spiralis* i *T. britovi*. Dokładną lokalizację uzyskanych izolatów przedstawia Ryc. 4.

Tabela 3. Wyniki badań w kierunku *Trichinella* spp. dzików i świń domowych w Polsce.

Rok	Liczba dzików			Liczba świń		
	zbadanych	zarażonych	%	zbadanych	zarażonych	%
1996	51 738	145	0,28	18 257 375	172	0,00094
1997	33 713	105	0,31	17 567 346	75	0,00043
1998	41 868	69	0,16	18 483 016	66	0,00036
1999	48 674	116	0,24	19 000 000	135	0,00071
2000	44 378	80	0,18	18 672 000	88	0,00047
2001	54 042	105	0,19	13 018 893	33	0,00025
2003	61 524	169	0,27	10 003 977	36	0,00036
2004	58 148	204	0,35	10 427 734	74	0,00071

Podsumowując dotychczasowe wyniki, *T. spiralis* stwierdzono u 68% badanych dzików, *T. britovi* u 19 %, inwazje mieszane u 3%.

LISY

Populacja lisa w Polsce z roku na rok rośnie i obecnie osiąga wartość około 180 tysięcy osobników. Łącznie, na 1290 przebadanych tuszek lisów, 81 osobników okazało się zarażonych larwami *Trichinella* spp., co stanowi 6,3% przebadanej populacji. Do badań molekularnych użyto 65 izolatów. Pięćdziesiąt jeden zidentyfikowano jako *T. britovi*, 6 jako *T. spiralis*, a u 4 osobników stwierdzone mieszane inwazje dwoma gatunkami włośni. Natomiast larwy od 4 osobników pozostają niezidentyfikowane (prawdopodobnie zdegradowany DNA). Pozyskane próby pochodziły z województw: Pomorskiego, Warmińsko-Mazurskiego, Mazowieckiego, Lubelskiego, Małopolskiego i Podkarpackiego. Z okolic Poznania pozyskano tylko jeden izolat, który zidentyfikowano jako *T. britovi*. Zwierzęta upolowane w ciągu ostatnich dwóch lat pochodziły z dwóch województw: Pomorskiego (Lipusza, Kobyle i Stary Barkoczyn k/Kościerzyny, Puck, Choczewo, Szramowo, Kolbudy k/Pruszcz Gdański oraz Gniewino k/Wejherowa) oraz Warmińsko-Mazurskiego (Srokowo k/Kętrzyna, Kornety k/Ostródy, Szestno k/Mrągową). Wszystkie nowe izolaty zidentyfikowano jako *T. britovi*. Jeden izolat z Lipusza nie został zidentyfikowany. Lokalizację izolatów pozyskanych od lisów przedstawia Ryc. 5.

INNE MIĘSOŻERNE

W latach 1996–2004 pozyskano 6 fragmentów tuszek wilków, wszystkie z województwa Podkarpackiego. Tylko trzy osobniki okazały się zarażone włośniami i wszystkie pozyskane izolaty oznaczono jako *T. britovi*. Pozyskano również larwy od 6 jenotów ustrzelonych w województwie Pomorskim oraz od kuny leśnej ustrzelonej w województwie Warmińsko-Mazurskim. U dwóch jenotów potwierdzono obecność *T. spiralis*. Larw odzyskane od pozostałych jenotów i kuny leśnej nie udało się zidentyfikować metodami biologii molekularnej.

Dotychczas uzyskane wyniki badań molekularnych wskazują, że na terenie Polski występują dwa gatunki włośni: *T. spiralis* oraz *T. britovi*. Wykazano, że *T. britovi* jest gatunkiem dominującym w środowisku naturalnym, u takich drapieżników jak wilki i lisy. Z epizootologicznego punktu widzenia niezwykle ważny wydaje się fakt, że ekstensywność inwazji włośni jest porównywalna z wynikami opublikowanymi przez KOZARA i współaut. (1965). Badania prowadzono na liczbowo porównywalnej populacji lisa, a ekstensywność inwazji oceniono wówczas na 6,6 %. Z naszych badań wynika, że ekstensywność inwazji u lisów jest po 40 latach na podobnym poziomie (6,3%). Badania prowadzone przez FURMAGĘ i WYSOCKIEGO (1951) wykazały nieco wyższą ekstensywność zarażenia włośniami (10,2%), jednakże przy porównywaniu wyników należy pamiętać, że badania objęły tylko jedno województwo i były prowadzone na znacznie mniejszej populacji lisów.

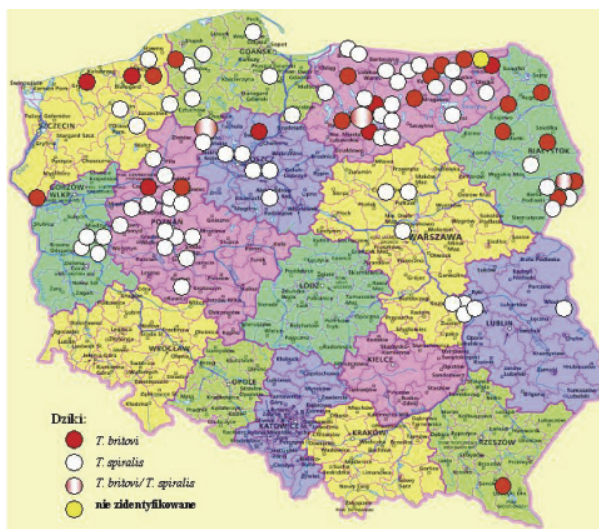


Ryc. 3. Miejsca pozyskania izolatów z rodzaju *Trichinella* od świń domowych na terenie Polski.

Na podstawie danych literaturowych dotyczących występowania włośnicy u innych drapieżników w Polsce wiadomo, że larwy włośnicy stwierdzono w zwłokach rysia (*Felis lynx*) zabitego z urzędu (SKRZYŃECKI 2001). Niestety nie przeprowadzono badań identyfikujących gatunek włośni odzyskanych od rysia. Wiadomo też, że larwy *T. britovi* stwierdzono w mięśniach 3 wilków, których zwłoki znaleziono w 2002 r. w Bieszczadach (CABAJ i współaut. 2004). Trudno jest jednak przewidzieć poziom zarażenia wilków nicieniami z rodzaju *Trichinella*. Przeprowadzenie badań na większej liczbie osobników jest niemożliwe, ze względu na całkowitą ochronę tych zwierząt. Stwierdzono również obecność larw włośni w mięśniach 6 jenotów i jednej kuny leśnej. Larwy wytrawione z fragmentów tuszek kuny i trzech jenotów nie zostały zidentyfikowane prawdopodobnie ze względu na degradację DNA pasożyta, która następuje bardzo często w trakcie wielokrotnego rozmrażania i zamrażania tuszek upolowanych zwierząt lub w czasie niewłaściwego przechowywania tkanek przed użyciem do badań molekularnych.

W populacji odstrzelonych dzików, gatunkiem dominującym jest *T. spiralis* (68%). W tuszach odstrzelonych dzików stwierdzano również obecność *T. britovi* jednakże w znacznie niższym odsetku (19%).

Interesującym jest fakt znalezienia zarówno lisów jak i dzików, zarażonych dwoma gatunkami włośni: *T. spiralis* i *T. britovi*. Dwa gatunki włośni zawierała również kiełbasa z dzika upolowanego w 1999 r. w okolicach



Ryc. 4. Miejsca pozyskania izolatów z rodzaju *Trichinella* od dzików na terenie Polski.

Sępólna Krajeńskiego. Wyrób ten stanowił źródło zarażenia i był przyczyną hospitalizacji blisko 200 osób (ognisko epidemiczne). Opierając się tylko na tym jednostkowym przypadku, można przypuszczać, że ludzie w Polsce mogą być również zarażeni larwami *T. britovi*. Dodatkowo, obecność dwóch gatunków włośni w wyrobach z dzika może świadczyć o dostępie tych zwierząt do resztek poubojowych, powstałych w wyniku działalności człowieka.

Pomimo obowiązkowych badań mięsa wieprzowego i dziczyzny przeznaczonych do konsumpcji w kierunku obecności włośni, każdego roku w Polsce zaraża się co najmniej kilkadziesiąt osób. Ze względu na niespe-



Ryc. 5. Miejsca pozyskania izolatów z rodzaju *Trichinella* od lisów na terenie Polski.

cyficzne objawy włośnicy, osoby te zwykle późno zgłaszają się po pomoc lekarską, co w ogromnym stopniu utrudnia prawidłowe leczenie. Wyniki badania mięsa wieprzowego w większości przypadków pozwalają na wyeliminowanie tusz zawierających włośnię. Natomiast coraz częściej dużym zagrożeniem dla człowieka jest nieprawidłowo badana dziczyzna. Jak wspomniano wcześniej, źle zbadane mięso dzika dodane do wieprzowiny stanowiło w ostatnich latach źródło kilku ognisk włośnicy. Być może udałoby się uniknąć wielu zarażeń, gdyby nie spożywanie regionalnych półsurowych czy wędzonych potraw.

Należy pamiętać o tym, że w środowisku istnieje stały, naturalny rezerwuuar włośni. W Polsce stanowią go, oprócz dzików, także lisy, wilki, jenoty i kuny. Trudno jest jednoznacznie stwierdzić jakie inne zwierzęta mogą być jeszcze żywicielami nicieni z rodzaju *Trichinella*. Dużą rolę w krążeniu pasożyta między środowiskiem naturalnym a synantropijnym przypisuje się również gryzoniom (CAMPBELL 1983). Mając powyższe na uwadze hodowcy trzody chlewnej powinni dbać o higienę hodowli oraz unikać skarmiania świń odpadami zwierząt ustrzelonych przez myśliwych.

DISTRIBUTION OF *TRICHINELLA* SPECIES IN POLAND

Summary

At present, the genus *Trichinella* comprises eleven species of five encapsulated muscle larvae (*T. spiralis*, *T. nativa*, *T. britovi*, *T. nelsoni* and *T. murrelli*), three not encapsulated (*T. pseudospiralis*, *T. papuae* and *T. zimbabwensis*) and three genotypes of non-specific status (T6, T8, T9). The diagnostic characteristics of these species are based on biological, biochemical and genetic criteria. In Poland two of these genotypes *T. spiralis* and *T. britovi* are present.

The distribution in Poland of *Trichinella* species in wild animals, red foxes, wild boars, and domestic pigs is presented. Muscles, mainly diaphragm and forelegs, were collected from animals killed by hunters in different regions of Poland between 1996–2004, and *Trichinella* were collected after artificial digestion of muscles and preserved in absolute alcohol until molecular identification.

Of the 21 *Trichinella* isolates from domestic pigs 1 was obtained from *T. britovi*, 20 from *T. spiralis*. Of the 53 *Trichinella* isolates from red foxes 40 were obtained from *T. britovi*, 6 from *T. spiralis*, 4 were after mixed infection with two species and 3 from not identified ones. Of the 92 *Trichinella* isolates from wild boars 65 were obtained from *T. spiralis*, 18 from *T. britovi*, 2 after mixed infection and 6 were not identified. Additionally, 3 *T. britovi* isolates were from wolves from Bieszczady, 3 *T. spiralis* isolates were obtained from raccoon dogs and 1 *T. spiralis* isolate was from marten.

Molecular techniques (DNA analysis) confirmed that two *Trichinella* species: *T. spiralis* and *T. britovi* are involved in the epidemiology of trichinellosis among humans in Poland.

LITERATURA

- BANDI C., LA ROSA G., BARDIN M. G., DAMIANI G., COMINCINI L., TASCIOTTI L., POZIO E., 1995. *Random amplified polymorphic DNA fingerprints of the eight taxa of Trichinella and their comparison with allozyme analysis*. Parasitology 110, 401–407.
- BELLANI I., MANTOVANI A., PAMPIGLIONE S., FILIPPINI I., 1978. *Observations on an outbreak of human trichinellosis in Northern Italy*. [W:] *Trichinellosis*. Kim C. W., Pawłowski Z. S. (red.). University Press of New England, Hannover, New Hampshire, 535–539.
- BOLAS-FERNANDEZ F., 2003. *Biological variation in Trichinella species and genotypes*. J. Helminthol. 77, 111–118.
- BORSUK P., MOSKWA B., PASTUSIAK K., CABAJ W., 2003. *Molecular identification of Trichinella spiralis and Trichinella britovi by diagnostic multiprimer mtLrDNA amplification*. Parasitol. Res. 91, 374–377.
- CABAJ W., PRZYJĄŁKOWSKI Z., 1987. *Biological characteristics of Trichinella spiralis and T. pseudospiralis infections in mice*. Acta Parasitol. Pol. 32, 195–204.
- CABAJ W., POZIO E., MOSKWA B., MALCZEWSKI A., 2000. *Trichinella britovi and T. spiralis in red foxes (Vulpes vulpes) in Poland*. Acta Parasitol. 45, 340–344.
- CABAJ W., MOSKWA B., PASTUSIAK K., MALCZEWSKI A., 2004. *Włośnica u zwierząt wolno żyjących i świń w Polsce*. Med. Wet. 60, 80–83.
- CAMPBELL W. C., 1988. *Trichinosis Revisited – another look at modes of transmission*. Parasitol. Today 4, 83–86.
- DESPOMMIER D. D., 1983. *Biology*. [W:] *Trichinella and trichinosis*. CAMPBELL W. C. (red.). Plenum Press, New York and London, 75–151.
- FURMAGA S., WYSOCKI E., 1951. *Helminthofauna lisów województwa lubelskiego*. Ann. Univ. M. Curie-Skłodowska. Sec. D, 6, 97–123.
- GABRYEL P., GUSTOWSKA L., RAUHUT W., BŁOTNA-FILIPAK M., 1985. *Transformacja bazofilna komórek mięśniowej myszy w przebiegu zarażenia larwami Trichinella spiralis. I. Zarażenie domięśniowe (synchroniczne) larwami w różnym stadium rozwojowym*. Wiad. Parazytol. 31, 289–295.

- GABRYEL P., GUSTOWSKA L., BŁOTNA-FILIPIAK M., RAUHUT W., 1994. *A new aspects of capsule formation in mice infected with Trichinella spiralis larva*. [W:] *Trichinellosis*. CAMPBELL W. C., POZIO E. i BRUSCHI F. (red). Instituto di Superiore Sanita Press, Rome, Italy, 153–155.
- GANCARZ Z., DYMEK E., 1961. *Masowe zachorowania na włośnicę w Bydgoszczy w roku 1959*. Przegl. Epidemiol. 15, 15–25.
- HURNIKOVA Z., SNABEL V., POZIO E., REITEROVA K., HRCKOVA G., HALASOVA D., DUBINSKY P., 2005. *First record of Trichinella pseudospiralis in the Slovak Republic found in domestic focus*. Vet. Parasitol., 128, 91–98.
- KOCIECKA W., 1996. *Włosień kręty i włośnica*. Wolumed, Wrocław.
- KOCIECKA W., DREWA W., 1983. *Przebieg włośnicy u kobiety ciężarnej*. Wiad. Parazytol. 4–6, 499–504.
- KONCKI A., 1992. *Włośnica w 1992 roku*. Przegl. Epidemiol. 1–2, 145–147.
- KOSTRZEWSKI J.M., POLITOWICZ J., GANCARZ Z., PŁONKA W., JĘDRZELEWSKA E., 1975. *Epidemia włośnicy w Zielonej Górze w 1972 roku*. Przegl. Epidemiol. 29, 57–64.
- KOZAR Z., RAMISZ A., KOZAR M. 1965. *Incidence of Trichinella spiralis in some domestic and wild living animals in Poland*. Wiad. Parazytol. 11, 285–298.
- MALAKAUSKAS A., KAPEL C. M. O., WEBSTER P., 2001. *Infectivity, persistence and serological response of nine Trichinella genotypes in rats*. Parasite-Journal de la Societe Francaise de Parasitologie 8, S216–S222.
- MEHLHORN H., 2001. *Encyclopedic Reference of Parasitology*. Wydanie 2, Springer, Berlin.
- NOWOSAD P., POZIO E., 1998. *First report of Trichinella britovi in wildlife from Poland*. Acta Parasitol. 43, 236–237.
- POZIO E., 2001. *New patterns of Trichinella infection*. Vet. Parasitol., 98, 133–148.
- POZIO E., LA ROSA G., MURRELL K. D., LICHTENFELS R., 1992. *Taxonomic revision of the genus Trichinella*. Parasitol. 78, 654–659.
- PRZYBYLSKA A., 2002. *Włośnica w 2000 roku*. Przegl. Epidemiol. 56, 353–356.
- REINA D., MUNJOZ-OJEDA M. C., SERRANO F., PEREZ-MARTIN J. E., NAVARETTE J., 1994. *Muscle larvae distribution in experimental trichinellosis in goats*. [W:] *Trichinellosis*. CAMPBELL W. C., POZIO E., BRUSCHI F. (red). Instituto di Superiore Sanita Press, Rome, Italy, 179–184.
- SEROKA D. 2001. *Włośnica w 1999 roku*. Przegl. Epidemiol. 55, 155–158.
- SKRZYNECKI E. 2001. *Przypadek włośnicy u rysia (Felis lynx)*. Życie Wet. 74, 94–95.
- STEFANŃSKI W., 1986. *Parazytologia Weterynaryjna*. PWN, Warszawa.
- TOMASOVICOVA O., CORBA J., HAVASIOVA K., RYBOS J., STEFANICIKOVA A., 1991. *Experimental Trichinella spiralis infection in sheep*. Vet. Parasitol. 40, 119–126.
- WANG C. H., BELL R. G. 1986. *Trichinella spiralis: newborn larvae migration route in rats reexamined*. Exp. Parasitol. 62, 430–441.
- WHU Z., NAGANO I., POZIO E., TAKAHASHI Y. 1999. *Polymerase chain reaction – restriction fragment lenght polymorphism (PCR-RFLP) for the identification of Trichinella isolates*. Parasitology 118, 211–218.
- ZARLENGA D. S., CHUTE M. B., MARTIN A., KAPEL C. M. O., 1999. *A multiplex PCR for unequivocal differentiation of all encapsulated and non-encapsulated genotypes of Trichinella*. Int. J. Parasitol. 29, 1859–1867.