

Infestacja wybranych gatunków zwierząt łownych z północno-zachodniej Polski przez kleszcza pospolitego (*Ixodes ricinus*) (Acari, Ixodida, Ixodidae)¹

Infestation of game animals from north-western Poland by common tick (*Ixodes ricinus*)

Małgorzata Adamska

Katedra Genetyki, Uniwersytet Szczeciński, al. Piastów 40B, 71-065 Szczecin; E-mail:adamska.us@wp.pl

ABSTRACT. Background. *Ixodes ricinus* tick species is the most common tick in Poland and is the primary vector of many pathogens. The aim of this study was to determine the infestation of three species of game animals: roe deer (*Capreolus capreolus*), red deer (*Cervus elaphus*) and wild boar (*Sus scrofa*) from forest area of north-western Poland. **Material and methods.** Examined ticks have been collected from roe deer (*Capreolus capreolus*), red deer (*Cervus elaphus*) and wild boar (*Sus scrofa*). **Results.** Single specimen of roe deer harboured from 1 to 9 ticks (mean value 3,6), red deer – from 1 to 8 ticks (mean value 4,4) and wild boar – from 1 to 3 ticks (mean value 2,3). Prevalence of ticks at roe deer was 44,2%, red deer – 40 % and wild boar – 6%. Statistical analysis revealed that difference in tick prevalence between roe deer and red deer is not significant in contrast to difference between roe deer and wild boar and between red deer and wild boar, so, most likely, prevalence of tickborne pathogens is larger in examined ruminants than in wild boar. Examined species (especially ruminants) play important role in maintaining of tickborne pathogens in a local habitat, not only as a potential reservoir, but also as hosts of *I. ricinus* ticks.

Key words: game animals, infestation, ticks

Wstęp

Wiele drobnoustrojów patogennych dla zwierząt i człowieka przenoszonych jest przy udziale stawonogów, które uczestniczą w transporcie patogenów jako wektory, a także stanowią ich naturalny rezerwuuar. Wśród stawonogów uczestniczących w transmisji patogenicznych drobnoustrojów dużą rolę odgrywają kleszcze [1]. Gatunkiem kleszcza najbardziej rozpowszechnionym na terenie Polski jest kleszcz pospolity *Ixodes ricinus* (Acari, Ixodida, Ixodidae) będący wektorem m. in. bakterii *Anaplasma phagocytophilum* i *Borrelia burgdorferi* s. 1., pierwotniaków *Babesia microti* i *Babesia divergens* oraz wirusa powodującego kleszczowe zapalenie mózgu [2, 3]. Rozważa się również rolę kleszczy w przenoszeniu bakterii z rodzaju *Bartonella* [4]. Istotną rolę w cyklu życiowym patogenów transmitowanych przez kleszcze odgrywają także żywiciela

tych stawonogów, również kiedy nie stanowią kompetentnego rezerwuuaru patogenów [5]. Dlatego też celem prezentowanej pracy było określenie stopnia zainfestowania trzech gatunków zwierząt łownych – sarny europejskiej (*Capreolus capreolus*), jelenia szlachetnego (*Cervus elaphus*) i dzika europejskiego (*Sus scrofa*) przez kleszcze *I. ricinus*. U zwierząt łownych wykrywano bowiem DNA wielu patogenów przenoszonych przez kleszcza pospolitego, m. in. *Anaplasma phagocytophilum*, bakterii z rodzajów *Bartonella* i *Borrelia* czy pierwotniaków z rodzajów *Babesia* i *Theileria* zagrażających zdrowiu zwierząt i ludzi [6–12]. Obecność kleszczy na skórze zwierząt łownych może więc świadczyć o potencjalnej roli tych ssaków jako rezerwuuaru patogenów przenoszonych przez kleszcze, a na pewno o ich pośredniej roli w krążeniu tych patogenów w biotopie leśnym.

¹ Praca finansowana z grantu promotorskiego nr 2P06K05029

Material i metody

Zbiór kleszczy ze zwierząt łownych. Kleszcze zostały zebrane z sarny europejskiej (*C. capreolus*), jelenia szlachetnego (*C. elaphus*) oraz dzika europejskiego (*S. scrofa*). Zwierzęta odstrzelono w 2004 i 2005 roku w ramach polowań organizowanych przez koła łowieckie regionu Pomorza Zachodniego, na terenie Puszczy Wkrzańskiej. Kleszcze z saren zbierano wiosną i jesienią, a z pozostałych zwierząt – tylko jesienią (Tabela 1). Terminy zbioru kleszczy, a także liczba zwierząt, od których zostały one pozyskane, były uzależnione od okresów ochronnych, różnych dla poszczególnych gatunków zwierząt oraz od planu łowieckiego i terminu jego wykonania. Kleszcze zbierano z obszarów skóry w okolicach pach i pachwin oraz pyska i uszu. Usuwanie je ze skóry za pomocą pęsety i umieszczano w osobnych, opisanych próbkach. Zbiór kleszczy następował po przewiezieniu tusz odstrzelonych zwierząt do punktu skupu.

Identyfikacja zebranych kleszczy. Identyfikacja gatunkowej kleszczy zebranych ze zwierząt dokonano na podstawie charakterystycznych cech morfologicznych tych stawonogów [13].

Analiza statystyczna otrzymanych wyników. Analizę statystyczną porównań ekstensywności zainfestowania przez kleszcze saren, jeleni i dzików w latach 2004 i 2005, a także liczebności poszczególnych stadiów rozwojowych kleszczy znajdujących na osobnikach należących do różnych gatunków zwierząt łownych w 2004 i 2005 roku przeprowadzono stosując nieparametryczny test istotności χ^2 [14–16]. Przyjęto poziom istotności $p=0,05$ i postawiono następujące hipotezy: H_0 – różnice w ekstensywności zainfestowania zwierząt przez kleszcze i liczebności poszczególnych stadiów rozwojowych kleszczy są istotne statystycznie, H_1 – powyższe różnice są nieistotne statystycznie. W celu wykonania analizy korzystano z programu STATISTICA 6.1 (Statsoft, Polska).

Wyniki

Wyniki zbioru kleszczy. Ze zwierząt zebrano łącznie 318 osobników *I. ricinus* (imagines i nimfy). Samice stanowiły 72,9% zebranej populacji (232 osobniki), samce – 11,9% (38 osobników), a nimfy – 15,1% (48 osobników). Wszystkie samice i nimfy były opite krwią. Z jednej sarny zbierano od 1 do 9 kleszczy (średnio 3,6), z jednego jelenia – od 1 do 8 kleszczy (średnio 4,4), a z jednego dzika – od 1 do 3 kleszczy (średnio 2,3). Szczegółowe występowanie różnych stadiów rozwojowych i płci kleszczy na osobnikach należących do poszczególnych gatunków zwierząt przedstawiają Tabele 2–4.

Analiza statystyczna. Analiza ta wykazała brak istotności różnicy w ekstensywności zainfestowania saren w 2004 i 2005 roku. Analogiczny wynik uzyskano dla jeleni i dzików. Analiza statystyczna wykazała także istotność różnicy w liczbie samic i samców oraz samic i nimf pasożytujących na badanych sarnach, zarówno w 2004, jak i w 2005 roku, oraz łącznie w obydwu latach, natomiast różnica w liczbie samców i nimf zawsze była nieistotna statystycznie. Podobny wynik uzyskano dla jeleni, natomiast różnica w liczbie samic i samców infestujących dziki w 2005 roku okazała się istotna statystycznie. Porównanie ekstensywności zainfestowania przez kleszcze saren i jeleni, zarówno w 2004, jak i w 2005 roku, oraz łącznie w obydwu latach, wykazało brak istotności, natomiast różnice w ekstensywności zainfestowania pomiędzy sarnami a dzikami oraz jeleniami a dzikami okazały się istotne statystycznie we wszystkich przypadkach.

Dyskusja

Obecność kleszczy na skórze zwierząt łownych i wcześniejsze wykrywanie u nich obecności patogenów przenoszonych przez te pasożyty nie jest ostatecznym dowodem na to, że zwierzęta te są ich rezerwuarem. Kompetentny rezerwuwar nie tylko

Tabela 1. Terminy zbioru kleszczy ze zwierząt łownych oraz liczba badanych zwierząt w 2004 i 2005 roku
Table 1. Time of collection of ticks from game animals and number of examined animals in 2004 and 2005

Gatunek badanych zwierząt	Termin zbioru kleszczy ze zwierząt łownych		Liczba badanych zwierząt (N)		
	Wiosna (S)	Jesień (A)	2004	2005	Łącznie
<i>C. capreolus</i>	maj, czerwiec	październik-grudzień	79	59	138
<i>C. elaphus</i>	—	październik- grudzień	30	20	50
<i>S. scrofa</i>	—	październik-grudzień	29	21	50

Explanations: (S) – spring; (A) – autumn; (N) – number of animals

Tabela 2. Występowanie imago (samic i samców) oraz nimf *I. ricinus* na skórze saren europejskich (*C. capreolus*) odstrzelonych w 2004 i 2005 rokuTable 2. Presence of imagines (female and male) and nymphs of *I. ricinus* on skin of roe deer (*C. capreolus*) captured in 2004 and 2005

Rok	Żywiciele		Pasożyty (l / %)			Łącznie
	l. inf. / l. zb.	%	female	male	nimfy	
2004	36/79	45,6	88 / 73,9	13 / 10,9	18 / 15,1	119
2005	25/59	42,4	74 / 71,8	14 / 13,6	15 / 14,6	103
Łącznie	61/138	44,2	162 / 73	27 / 12,2	33 / 14,9	222

Objaśnienia (explanations): l – liczba (number); inf. – zainfestowanych (infested); zb. – zbadanych (examined)

umożliwia drobnoustrojom proliferację wewnątrz swojego organizmu, ale również jest zdolny do ich efektywnego transferu do wektora, dzięki czemu możliwe jest rozprzestrzenianie patogenów w obrębie żywicieli. Natomiast kręgowce będące żywicielami kleszczy, ale niezdolne do ich zakażenia, to tzw. amplifikatory. Mimo, że nie przyczyniają się one bezpośrednio do rozprzestrzeniania patogenów, to stanowiąc źródło krwi dla wektora i umożliwiając reprodukcję osobnikom dorosłym, ułatwiają utrzymywanie się patogenów w ekosystemie [5]. Chociaż u amplifikatorów nie obserwuje się objawów systemowej bakteriemii obejmującej cały organizm, to żerujące na nich kleszcze mogą ulec zakażeniu podczas tzw. współżerowania, czyli wspólnego posiłku w bliskim sąsiedztwie, choć jest to zjawisko rzadkie [5, 17, 18]. Aby udowodnić kompetencję zwierząt łownych z terenu Puszczy Wkrzańskiej jako rezerwuaru patogenów transmitowanych przez kleszcze, należałoby eksperymentalnie sprawdzić, czy zwierzęta te są zdolne do zakażenia kleszczy *I. ricinus*, oraz jak długo trwa u nich bakteremia. Jednakże, nawet jeżeli gatunki te są tylko amplifikatorami, to również odgrywają rolę w utrzymywaniu patogenów w środowisku.

Różnice w ekstensywności zainfestowania badanych zwierząt łownych przez kleszcze w 2004 i 2005 roku okazały się nieistotne statystycznie u wszystkich badanych gatunków, co sugeruje, że duże wahania poziomu zakażenia badanych zwierząt przez patogeny przenoszone przez kleszcze na przestrzeni kolejnych lat raczej nie występują. Ekstensywność zainfestowania przez *I. ricinus* badanych saren i jeleni była podobna – odpowiednio: 44,2% i 40%, a różnica ta okazała się nieistotna statystycznie, natomiast znacznie niższą ekstensywność zainfestowania przez kleszcze (6%) wykryto u dzików. Różnica w ekstensywności zainfestowania między dzikami a sarnami oraz między dzikami a jeleniami okazała się istotna statystycznie. Również intensywność zainfestowania przez kleszcze była znacznie niższa u dzików (średnio 2,3) niż u saren (średnio 3,6) i jeleni (średnio 4,4). Inne badania przeprowadzone w Polsce, na terenie Pomorza Środkowego [19] także wykazały niższą intensywność i ekstensywność zainfestowania przez kleszcze dzików (średnio 2,6 kleszcza na osobniku, 32% zainfestowanych) niż u saren (10,5/51,4%) i jeleni (12/67,3%). Różnice te są prawdopodobnie spowodowane występowaniem u dzików wyjątko-

Tabela 3. Występowanie imago (samic i samców) oraz nimf *I. ricinus* na skórze jeleni szlachetnych (*C. elaphus*) odstrzelonych w 2004 i 2005 rokuTable 3. Presence of imagines (female and male) and nymphs of *I. ricinus* on skin of red deer (*C. elaphus*) captured in 2004 and 2005

Rok	Żywiciele		Pasożyty (l / %)			Łącznie
	l. inf. / l. zb.	%	female	male	nimfy	
2004	14/30	46,7	49 / 71,0	8 / 11,6	12 / 17,4	69
2005	6/20	30,0	15 / 75,0	2 / 10,0	3 / 15,0	20
Łącznie	20/50	40,06	4 / 71,9	10 / 11,2	15 / 16,8	89

Objaśnienia (explanations): l – liczba (number); inf. – zainfestowanych (infested); zb. – zbadanych (examined)

Tabela 4. Występowanie imago (samic i samców) *I. ricinus* na skórze dzików europejskich (*S. scrofa*) odstrzelonych w 2004 i 2005 rokuTable 4. Presence of imagines (female and male) of *I. ricinus* on skin of wild boar (*S. scrofa*) captured in 2004 and 2005

Rok	Żywiciele		Pasożyty (I / %)		
	l. inf. / l. zb.	%	female	male	Łącznie
2004	2/29	6,9	4 / 100	0 / 0	4
2005	1/21	4,8	2 / 66,7	1 / 33,3	3
<i>Łącznie</i>	3/50	6,0	6 / 85,7	1 / 14,3	7

Objaśnienia (explanations): l – liczba (number); inf. – zainfestowanych (infested); zb. – zbadanych (examined)

wo grubej skóry i gęstego owłosienia oraz charakterystycznymi zwyczajami tych zwierząt, takimi jak częste kąpiele błotne i ocieranie się o pnie drzew [20], co utrudnia kleszczom żerowanie na nich. Istnieje zatem mniejsze prawdopodobieństwo ich zakażenia przez patogeny przenoszone przez kleszcze niż saren i jeleni. Potwierdzają to badania, które wykazały dodatnią korelację między ekspozycją na kleszcze *I. scapularis* będące wektorem *A. phagocytophilum* a prevalencją przeciwciał przeciwko temu patogenowi u jelenia wirginijskiego [21]. Należy więc spodziewać się niższej ekstensywności zakażenia przez patogeny transmitowane przez kleszcze u badanych dzików niż u saren i jeleni, a podobnej u obydwu gatunków przeżuwaczy.

Ekstensywność zainfestowania przez *I. ricinus* saren pochodzących z Puszczy Wkrzańskiej (44,2%) była najbardziej zbliżona do poziomu wykrytego w populacji *C. capreolus* pochodzących z terenów Szwajcarii (45,9%) [22]. Intensywność i ekstensywność zainfestowania saren przez kleszcze na terenach Pomorza Środkowego (10,5/51,4%) [19] była wyższa niż u saren pochodzących z Puszczy Wkrzańskiej (3,6/44,2%), podobnie jak ekstensywność wśród saren pochodzących z Wielkiej Brytanii (83%) [23]. Od 61 saren pochodzących z Puszczy Wkrzańskiej zebrano łącznie 222 osobniki *I. ricinus* (imagines i nimfy), spośród których najliczniej występowały samice, zaś najmniej liczne były samce (Tabela 2); podobny udział poszczególnych płci i stadiów rozwojowych *I. ricinus* zaobserwowano wśród 89 osobników zebranych z 20 jeleni (Tabela 3). Od 61 saren pochodzących ze Szwajcarii uzyskano 85 osobników *I. ricinus* (wszystkie były samicami) [22], natomiast od 59 saren pochodzących z Wielkiej Brytanii uzyskano wszystkie stadia rozwojowe *I. ricinus* (spośród imagines tylko samce); najliczniejsze były larwy, a najmniej liczne – samce [23]. W przypadku jeleni na terenach Pomo-

rza Środkowego również wykryto wyższą intensywność i ekstensywność zainfestowania przez kleszcze (12/67,3%) niż wśród zwierząt pochodzących z Puszczy Wkrzańskiej (44/40%). Dzikie z terenów Puszczy Wkrzańskiej także wykazywały mniejszą intensywność (średnio 2,3) i ekstensywność (6%) zainfestowania przez kleszcze niż osobniki z terenów Pomorza Środkowego (2,6/32%) [19] oraz Pojezierza Pomorskiego (2,6/17%) [24]. Na uzyskane wyniki może mieć wpływ sposób zbioru kleszczy z infestowanych zwierząt; z osobników pochodzących z Puszczy Wkrzańskiej kleszcze zbierano z okolic pach i pachwin oraz pyska i uszu, natomiast ze zwierząt z Pomorza Środkowego i Pojezierza Pomorskiego – z całej powierzchni ciała, przez co zebrano więcej osobników *I. ricinus*. Wpływ może mieć także dynamika sezonowa liczebności populacji kleszczy związana ze zmiennymi warunkami klimatycznymi w poszczególnych latach (badane zwierzęta pochodzące z Puszczy Wkrzańskiej zostały odstrzelone w 2004 i 2005 roku, z Pomorza Środkowego – w latach 1990–1992, a z Pojezierza Drawskiego – w latach 1994–1998, a także różnice w warunkach klimatycznych panujących na różnych terenach z których pochodziły poszczególne populacje zwierząt. Z saren pochodzących z Wielkiej Brytanii kleszcze zbierano jedynie z kończyn zwierząt [23], uzyskano więc znacznie więcej form młodocianych *I. ricinus*, które przebywają w niższych partiach roślinności niż imago, i na infestowanych zwierzętach są znajdowane na niższych partiach ciała; nie uzyskano natomiast samic, które gromadzą się w miejscach, gdzie skóra jest najcieńsza i najlepiej ukrwiona, głównie pod pachami i w pachwinach. Obecność na badanych przeżuwaczach młodocianych form *I. ricinus* świadczy o tym, że mogą one potencjalnie zakażać patogenami pobranymi z krwi swoich żywicieli inne ssaki, na których będą żerować jako formy dorosłe. Na efek-

tywność potencjalnej transmisji wpływa pozytywnie fakt, że wszystkie nimfy i samice zebrane z badanych zwierząt były opite krwią, a sarny i jelenie na których one żerowały wykazywały stosunkowo wysoką ekstensywność infestacji. Dziko żyjące przeżuwacze mogą więc stanowić istotny rezerwuuar patogenów transmitowanych przez kleszcze, pod warunkiem, że są w stanie efektywnie zakażać żerujące na nich pasożyty. Różnice w udziale różnych płci i stadiów rozwojowych kleszczy zebranych z dzików a kleszczy zebranych z saren i jeleni są prawdopodobnie spowodowane niewielką liczbą pasożytów zebranych z dzików.

Kleszcze żerujące na zwierzętach, które stanowią rezerwuuar wielu chorobotwórczych drobnoustrojów, nie zawsze są jedynym wektorem patogenów, którymi zakażeni są ich żywicieli. Np. wśród była domowego pochodzącego z Francji wykrywano wysoką ekstensywność zakażenia *B. bovis* (ponad połowa zwierząt była zakażona) [25]. Według autorów sugeruje to ekspozycję tych osobników na pasożyty, które zarówno mogą stanowić wysoce efektywny wektor dla *B. bovis*, jak i same wykazywać wysoką ekstensywność zakażenia. Wśród kleszczy z rodzajów *Ixodes* i *Rhipicephalus* występujących na terenach, z których pochodziło badane bydło, zakażonych było poniżej 3%. Autorzy zaproponowali więc jako głównego wektora *B. bovis* na terenie, z którego pochodziły badane zwierzęta, muchówki z rodziny *Hippoboscidae* pasożytujące na dzikich i domowych przeżuwaczach. U *Hippoboscidae* wykrywano bowiem gatunki *B. schoenbuchensis* i *B. chomelii* izolowane wcześniej z ssaków tej grupy [26, 27]. Wstępne badania populacji saren pochodzących z terenu Puszczy Wkrzańskiej ujawniły wprawdzie obecność DNA *Bartonella* u 21,4% badanych saren i 5,2% zebranych z nich kleszczy [10], jednakże badania innych krwio pijnych stawonogów żerujących na tych przeżuwaczach nie były prowadzone. Możliwe jest więc, że kleszcze nie są jedynymi wektorami patogenów których rezerwuarem są zwierzęta łowne, ponieważ jednak najczęściej żerują na człowieku, tym samym mają największe znaczenie w przenoszeniu tych patogenów na ludzi.

Literatura

- [1] Fota-Markowska H. 2003. Ehrlichioza – wybrane aspekty etiopatogenetyczne, epidemiologiczne i kliniczno-diagnostyczne. W: *Stawonogi i żywicieli*. (Red. A. Buczek, C. Błaszak). Wydawnictwo LIBER, Lublin: 147–159.
- [2] Prokopowicz D. 1995. Choroby przenoszone przez kleszcze. Wydawnictwo Fundacji Büchnera, Warszawa.
- [3] Stańczak J., Gabre R.M., Kruminis-Łozowska W., Racewicz M., Kubica-Biernat B. 2004. *Ixodes ricinus* as a vector of *Borrelia burgdorferi* sensu lato, *Anaplasma phagocytophilum* and *Babesia microti* in urban and suburban forests. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine* 11: 109–114.
- [4] Chang C.C., Chomel B.B., Kasten R.W., Heller R., Kocan K.M., Ueno H., Yamamoto K., Bleich V.C., Pierce B.M., Gonzales B.J., Swift P.K., Boyce W.M., Jang S.S., Boulouis H.-J., Piemont Y. 2000. *Bartonella* spp. isolated from wild and domestic ruminants in North America. *Emerging Infectious Diseases* 6: 306–311.
- [5] Michalik J., Stańczak J. 2003. Udział ssaków i ptaków w krążeniu infekcji *Anaplasma phagocytophilum* – czynnika ludzkiej ehrlichiozy granulocytarnej (HGE) w populacjach kleszczy *Ixodes ricinus*. W: *Stawonogi i żywicieli*. (Red. A. Buczek, C. Błaszak). Wydawnictwo LIBER, Lublin: 161–174.
- [6] Hulinska D., Votypka J., Plch J., Vlcek E., Valešová M., Bojar M., Hulinsky V., Smetana K. 2002. Molecular and microscopical evidence of *Ehrlichia* spp. and *Borrelia burgdorferi* sensu lato in patients, animals and ticks in the Czech Republic. 25: 437–448.
- [7] Petrovec M., Sixl W., Schweiger R., Mikulašek S., Elke L., Wüst G., Marth E., Strašek K., Stünzner D., Avšinič-Županc T. 2003. Infections of wild animals with *Anaplasma phagocytophila* in Austria and the Czech Republic. *Annals of the New York Academy of Science* 990: 103–106.
- [8] Adamska M., Skotarczak B. 2005. Detection of DNA of *Anaplasma phagocytophilum* in blood, spleen and liver of roe deer (*Capreolus capreolus*) from northwestern Poland. In: *Multidisciplinary for parasites, vectors and parasitic diseases*. Santiago Mas-Coma, Medimond Italia: 315–318.
- [9] Sawczuk M., Maciejewska A., Adamska M., Skotarczak B. 2005. Sarny (*Capreolus capreolus*) i jelenie (*Cervus elaphus*) jako rezerwuuar pierwotniaków z rodzaju *Babesia* i *Theileria* w północno-zachodniej Polsce. *Wiadomości Parazytologiczne* 51: 243–247.
- [10] Skotarczak B., Adamska M. 2005. Detection of *Bartonella* DNA in roe deer (*Capreolus capreolus*) and in ticks removed from deer. *European Journal of Wildlife Research* 51: 287–290.
- [11] Adamska M. 2006. Badania rezerwuaru *Bartonella* spp. na Pomorzu Zachodnim. W: *Biologia molekularna patogenów przenoszonych przez kleszcze*. (Red. B. Skotarczak). Wydawnictwo Lekarskie PZWL, Warszawa: 219–220.
- [12] Rymaszevska A., Adamska M. 2006. Występowanie DNA *Anaplasma phagocytophilum* w materiale zwierzęcym z Pomorza Zachodniego. W: *Biologia molekularna patogenów przenoszonych przez kle-*

- szcze. (Red. B. Skotarczak). Wydawnictwo Lekarskie PZWL, Warszawa: 195–197.
- [13] Siuda K. 1993. Kleszcze (Acari, Ixodida) Polski. Część II. Systematyka i rozmieszczenie. Polskie Towarzystwo Parazytologiczne, Warszawa.
- [14] Domański C. 2000. Nieklasyczne metody statystyczne. Polskie Wydawnictwo Ekonomiczne, Warszawa.
- [15] Kobus P. 2001. Statystyka z pakietem STATISTICA. Fundacja Rozwój SGGW, Warszawa.
- [16] Mikulski T. 1994. Statystyka medyczna. Pomorska Akademia Medyczna w Szczecinie.
- [17] Bown K.J., Begon M., Bennet M., Woldehiwet Z., Ogden N.H. 2003. Seasonal dynamics of *Anaplasma phagocytophila* in a rodent-tick (*Ixodes trianguliceps*) system, United Kingdom. *Emerging Infectious Diseases* 9: 63–70.
- [18] Levin M.L., Fish D. 2000. Immunity reduces reservoir host competence of *Peromyscus leucopus* for *Ehrlichia phagocytophila*. *Infection and Immunity* 68: 1514–1518.
- [19] Kaczmarek S., Kołodziej R. 1994. Stawonogi pasożytnicze niektórych dzikich ssaków z Pomorza Środkowego. *Wiadomości Parazytologiczne* 40: 103–106.
- [20] <http://www.mp.umk.pl/modules.php?name=News&file=article&sid=41>
- [21] Belongia E.A., Reed K.D., Mitchell P.D., Kolbert C.P., Persing D.H., Gill J.S., Kazmierczak J.J. 1997. Prevalence of granulocytic *Ehrlichia* infection among white-tailed deer in Wisconsin. *Journal of Clinical Microbiology* 35: 1465–1468.
- [22] Liz J.S., Sumner J.W., Pfister K., Brossard M. 2002. PCR detection and serological evidence of granulocytic ehrlichial infection in roe deer (*Capreolus capreolus*) and chamois (*Rupicapra rupicapra*). *Journal of Clinical Microbiology* 40: 892–897.
- [23] Alberdi M.P., Walker A.R., Urquhart K.A. 2000. Field evidence that roe deer (*Capreolus capreolus*) are a natural host for *Ehrlichia phagocytophila*. *Epidemiology and Infection* 124: 315–323.
- [24] Fryderyk S. 2000. Pasożytnicze Acari dzika (*Sus scrofa* L.) z Pojezierza Pomorskiego. *Wiadomości Parazytologiczne* 46: 163–168.
- [25] Maillard R., Grimard B., Chastant-Maillard S., Chomel B., Delcroix T., Gantoin C., Bouillin C., Halos L., Vayssier-Taussat M., Boulouis H.J. 2006. Effects of cow age and pregnancy on *Bartonella* infection in a herd of dairy cattle. *Journal of Clinical Microbiology* 44: 42–46.
- [26] Dehio C., Sauder U., Hiestand R. 2004. Isolation of *Bartonella schoenbuchensis* from *Lipoptena cervi*, a blood-sucking arthropod causing deer-ked dermatitis. *Journal of Clinical Microbiology* 42: 5320–5323.
- [27] Halos L., Jamal T., Maillard R., Girard B., Guillot J., Chomel B., Vayssier-Taussat M., Boulouis H.J. 2004. Role of *Hippoboscidae* flies as potential vectors of *Bartonella* spp. infecting wild and domestic ruminants. *Applied and Environmental Microbiology*. 70: 6302–6305.

Wpłynęło 5 lipca 2007

Zaakceptowano 5 grudnia 2007