

Biologia roztoczy kurzu domowego

House dust mite biology

dr hab. n. med. Krzysztof Solarz

Zakład Parazytologii Śląskiego Uniwersytetu Medycznego w Katowicach

Kierownik Zakładu: dr hab. n. med. Krzysztof Solarz

Streszczenie: Praca przedstawia przegląd literatury dotyczącej biologii roztoczy kurzu domowego (RKD). Mają one 6 stadiów rozwojowych przedzielonych linieniem: jajo, larwę, protonimfę, tritonimfę oraz *adulti* (samca i samicę). Wszystkie stadia młodociane mają aktywną i nieaktywną fazę w rozwoju. Rozwój od jaja do postaci dorosłej w optymalnych warunkach zajmuje w hodowli około miesiąca. Zdecydowana większość eksperymentów jako warunki optymalne wykorzystuje temperaturę 22–25°C i wilgotność względną 75–80%, aczkolwiek występują duże różnice w zależności od składników diety oraz gatunku roztocza. Najważniejszym czynnikiem ograniczającym rozwój populacji RKD jest wilgotność względna powietrza. Woda stanowi 50–80% masy ciała RKD z rodziny *Pyroglyphidae*, ale jej znacząca ilość nie pochodzi ani z pożywienia, ani też z syntez metabolicznych. Wartość krytyczna aktywnej równowagi tych roztoczy znajduje się poniżej 0,75. Świadczy to o tym, że mogą one utrzymać konieczną do życia ilość wody tak długo, jak długo mają, chociaż przez część czasu, kontakt z powietrzem o wilgotności względnej 75%. Tym samym w celu utrzymania równowagi zawartości wody roztocze te mogą liczyć na absorpcję wody atmosferycznej przez oskórek. Ponadto gruczoły suprakoksalne pobierają aktywnie parę wodną z otoczenia. RKD mogą też ograniczać parowanie i dzięki temu unikać wysuszenia w ekstremalnych warunkach poprzez skupianie się osobników na niewielkiej powierzchni. Zrozumienie biologii, cyklu rozwojowego RKD oraz czynników środowiska wpływających na ich populację może być wykorzystane w jej zwalczaniu i ograniczaniu liczebności.

Abstract: This paper gives a review of literature on biology of house dust mites [HDM]. These mites have six developmental stages, each being separated by a moult: the egg, prelarva, larva, protonymph, tritonymph and adult (female or male). All juvenile stages have both active and quiescent phases. Development from egg to adult requires about a month in cultures under optimal conditions. Most studies have used optimum conditions of temperature 22–25°C and humidity between 75–80%RH; however dietary components and races of mites may differ considerably. The most important limiting factor for HDM populations is air relative humidity. The pyroglyphid HDM are 50–80% water by weight, but significant amounts of water are obtained neither from feeding nor metabolic production. These species have a critical equilibrium activity below 0,75 and thus can maintain their water content as long as they have access to air as humid as 75% RH during at least part of time. To maintain their water balance, mites therefore rely on absorbing water from the atmosphere across the cuticle. Moreover, the supracoxal glands actively take up ambient water vapour. HDM can decrease evaporation and thereby avoid desiccation by aggregating under extreme conditions. An understanding of the biology and the life cycle of HDM, as well as environmental factors influencing mite populations, can be exploited in mite control.

Słowa kluczowe: roztocze kurzu domowego, roztocze alergenne, biologia, cykl życiowy, *Dermatophagoides* spp., *Pyroglyphidae*

Key words: house dust mites, allergenic mites, biology, life cycle, *Dermatophagoides* spp., pyroglyphid mites

Wewnątrz pomieszczeń mieszkalnych, w kurzu domowym, stwierdza się mniej lub bardziej powszechnie roztocze z różnych grup systematycznych, w tym także niektóre gatunki związane z produktami spożywczymi. Jednak typowymi dla

kurzu przedstawicielami są gatunki z rodziny *Pyroglyphidae* (*Acari*, *Astigmata*, *Psoroptidia*), głównie zaś najszerszej rozprzestrzenione oraz najlepiej poznane pod względem szkodliwości medycznej roztocze *Dermatophagoides pteronyssinus*, *Dermatophagoides fa-*

rinae, *Dermatophagoides microceras* i *Euroglyphus maynei*. Są to **roztocze** (pajęczaki), a nie **roztocza**, czyli rośliny cudzożywne (saprofity). Piśmiennictwo na temat biologii roztoczy rodziny *Pyroglyphidae* występujących w kurzu domowym liczy wiele pozycji, wśród których można znaleźć prace dotyczące: anatomii, fizjologii, biologii rozrodu i rozwoju oraz ekologii (zarówno w warunkach hodowlanych, jak też w środowisku naturalnym), a także liczne prace poglądowe. Dotyczą one albo roztoczy kurzowych z rodziny *Pyroglyphidae* w ogóle [1–8], albo tylko ich biologii [9–15], lub też biologii pojedynczych gatunków [16–29]. Dotychczasowe badania koncentrowały się głównie na kilku najpospolitszych gatunkach występujących w kurzu domowym lub w gniazdach ptaków synantropijnych: *Dermatophagoides pteronyssinus*, *D. farinae*, *D. microceras*, *D. evansi*, *Euroglyphus maynei*, *Gymnoglyphus longior* oraz *Hirstia chelidonis*.

Biologia rozrodu. Cykl życiowy

W rozwoju roztoczy *Pyroglyphidae* występują następujące stadia życiowe: jajo, prelarwa, larwa, protonimfa, tritonimfa oraz stadia imaginalne – samica lub samiec. Jaja są eliptyczne, koloru kremowego. Jaja *D. farinae* mają wymiary (długość×szerokość) około 170×80 µm. Te same wymiary dla jaj *D. pteronyssinus* oraz *E. maynei* wynoszą odpowiednio 151,0 ±9,0×59,0 ±5,0 µm oraz 122,0 ±9,0×55,0 ±6,0 µm. Prelarwa jest zamknięta wewnątrz osłon jajowych (chorionu) podczas całego okresu trwania, a jedyną oznaką tego stadium jest para wybrzuszeń na grzbietowej powierzchni osłony jaja, w miejscu, gdzie rozwinie się podstawa gnatosomy przyszłej larwy [2, 5, 7, 20, 30–33]. Te dwa wybrzuszenia umożliwiają pęknięcie osłonki jaja podczas wylęgu stadium larwalnego [7]. Kolejne stadia rozwojowe są wolno żyjące. Sześcionożna larwa ma w pełni ukształ-

Rycina 1. *Dermatophagoides pteronyssinus* – samica, strona brzuszna (fot. Piotr Szilman, Krzysztof Solarz).



Rycina 2. *Dermatophagoides pteronyssinus* – samiec, strona brzuszna (fot. Piotr Szilman, Krzysztof Solarz).



owaną gnatosomę. Przejście ze stadium do stadium odbywa się na drodze linienia, a dodatkowa linka może mieć miejsce u stadium dorosłego (tzw. linienie postimaginalne) [33, 34]. Przypadkom linienia postimaginalnego zarówno u *D. farinae* [33], jak i u *D. pteronyssinus* [34] towarzyszy na ogół występowanie licznych wad rozwojowych. Protonimfa jest już ośmionożna. Ponadto od larwy odróżnia ją obecność 1 pary brodawek (*papillae*) płciowych (genitalnych), zlokalizowanych na brzusznej stronie idiosomy, w okolicy genitalnej pomiędzy biodrami odnóży IV pary. Stadium deutonimfalne, zwane *hypopusem* albo deutonimfą heteromorficzną, charakterystyczne dla wielu gatunków (głównie wolno żyjących) *Acaridida* (= *Astigmata*), nie występuje w rozwoju roztoczy *Pyroglyphidae*. Przypuszcza się natomiast, na przykładzie populacji *D. farinae* i *D. pteronyssinus*, że funkcję przetrwalnikową tego stadium spełnia u tych roztoczy nieaktywna, przedwylinkowa protonimfa [2, 35]. W rozwoju *Pyroglyphidae* występują trzy takie fazy nieruchome, poprzedzające każde stadium aktywne. A zatem larwa, protonimfa i tritonimfa mają zarówno aktywną, jak i spoczynkową (przedwylinkową) fazę rozwoju [2, 5, 7, 13, 30, 31, 33, 34, 36]. W tym przypadku chodzi o stadium protonimfalne nieaktywne, przedwylinkowe, poprzedzające bezpośrednio stadium tritonimfalne mające szczególną tendencję do przedłużania swojego okresu trwania w zależności od warunków środowiska. Na przykład w przegęszczonych populacjach *D. farinae* omawiane protonimfy stanowiły 88,6% wszystkich obserwowanych stadiów nieaktywnych (stosunkowo liczne są także nieruchome tritonimfy) [2, 7, 31]. Stadia nieruchome mogą ogółem stanowić około 60% okresu rozwojowego tych roztoczy. Nie poruszają się, nie pobierają pożywienia, wykazują minimum metabolizmu oraz wymiany pary wodnej [13]. Aktywna protonimfa w sposób przypadkowy

Tabela 1. Potencjał reprodukcyjny i czas rozwoju najważniejszych gatunków roztoczy kurzu domowego z rodziny Pyroglyphidae.

Gatunek	Okres przed-reprodukcyjny (w dniach)	Okres re-produkcyjny (w dniach)	Płodność (liczba jaj złożonych przez 1 samicę)	Tempo reprodukcji (liczba jaj złożonych przez 1 samicę w ciągu 1 dnia cyklu reprodukcyjnego)	Pełny czas rozwoju od jaja do <i>adulti</i> (w dniach)	Dane źródłowe
<i>Dermatophagoides pteronyssinus</i>	9	34	58	1,79	14	[7, 15]
	-	-	-	-	31-36	[7, 12]
	-	-	-	-	36	[7, 37]
	-	-	-	-	23	[7, 31]
	3	20	40-80	1,2-2,5	24	[7, 30]
	3,1-4,3	16,2-22,3	7,4-9,4	-	18,4-37,6	[24]
			48,0-68,4		-	[20]
<i>D. farinae</i>	10	47	84	1,8	34	[7, 15]
	-	-	200-300	-	32	[2, 7]
	-	-	-	-	23	[7, 37]
	-	-	383	-	31-37	[7, 38]
	-	-	-	0,8-1,4	30	[7, 16]
	-	30	-	0,8-1,4	24	[7, 31, 36]
	-	-	40-80	-	-	[17]
<i>D. evansi</i>	1-3	-	25-50	1-6	28,7	[17, 22]
<i>D. microceras</i>	-	-	372	-	46-54	[7, 38]
<i>Euroglyphus maynei</i>	13	60	84	1,47	33	[7, 15]
	-	-	-	0,4-0,8	30-35	[7, 31]
	-	-	-	-	50-53	[7, 52]
<i>Gymnoglyphus longior</i>	12	39	48	1,33	30	[7, 15]

pobiera pokarm, zwiększając wymiary ciała, dopóki nie wejdzie w fazę nieaktywną [5, 13]. W wyniku linienia uwalnia się tritonimfa, która ogólnym pokrojem ciała przypomina protonimfę, jednak jest od niej większa, ma już 2 pary brodawek płciowych w okolicy genitalnej, a ponadto pełną chetotaksję osobnika dorosłego. Z nieruchomych tritonimf powstają na skutek linienia samice albo samce. Obie postaci dorosłe mają cechy wspólne i różniące (tzw. dymorfizm płciowy). Cechy wspólne to: 2 pary brodawek płciowych oraz jednakowa ogólna liczba szczecin. Mogą jednak występować różnice dotyczące kształtu lub, czasami, obecności pewnych, pojedynczych par szczecin. Dymorfizm płciowy poza różnicami w ogólnym wyglądzie zewnętrznym wyraża się obecnością charakterystycznych zewnętrznych i wewnętrznych struktur rozrodczych, takich jak: wulwa, apodemy genitalne, torebka kopulacyjna (*bursa copula-*

trix) i pęcherzyk nasienny (*receptaculum seminis, spermatheca*) u samicy (ryc. 1) oraz *aedeagus* (penis i związane z nim skleryty) i para adanalnych i tarsalnych przyssawek kopulacyjnych u samca (ryc. 2). Bezpośrednio po wylegu samicy następuje kopulacja. *Adulti* kopulują wielokrotnie w ciągu swego życia [7, 30, 31, 36], sama kopulacja może trwać do 48 godzin. Samica porusza się, dźwigając ciężar ciała samca, przyczepionego do niej za pomocą adanalnych i tarsalnych przyssawek kopulacyjnych [7]. Spermata wprowadzana jest przez samca do otworu zewnętrznego torebki kopulacyjnej (*bursa copulatrix*) samicy (ryc. 1, 3) za pomocą narządu kopulacyjnego męskiego, tzw. *aedeagusa*. Samice są płodne przez pewien, dłuższy albo krótszy, okres swego życia. W zależności od gatunku oraz warunków środowiska może on wahać się od 11 do 60 dni (tab. 1, 2) [7, 20, 24, 31, 37]. Okres ten poprzedzany jest krótką

Tabela 2. Wpływ diety i temperatury na długość czasu trwania poszczególnych stadiów młodocianych, pełnego cyklu życiowego i żywotność obu postaci dorosłych oraz płodność samic w rozwoju *Dermatophagoides pteronyssinus* [20, 24].

Dieta ⇒		Zarodki pszenicy 25°C 75 % w.w.	Zarodki pszenicy i sproszkowane drożdże 25°C 75 % w.w.	Mieszanka białek zwierzęcych 23°C 75 % w.w.	Mieszanka białek zwierzęcych 35°C 75 % w.w.
Temperatura (°C) ⇒ Wilgotność względna (%) ⇒					
Średni czas trwania (w dniach) ($\bar{x} \pm OS$) ¹	jajo →♀ →♂	7,5 ±0,2	1,3 ±0,3	8,1 ±0,8	3,9 ±0,7
		6,2 ±0,2	7,4 ±0,2	8,1 ±1,0	4,0 ±0,8
	larwa →♀ →♂	4,1 ±0,2	6,3 ±0,2	10,5 ±4,4	4,2 ±1,5
		3,5 ±0,6	3,7 ±0,2	10,4 ±2,2	4,2 ±1,0
	protonimfa →♀ →♂	3,5 ±0,2	5,7 ±0,2	6,6 ±1,7	3,6 ±0,9
		2,3 ±0,1	4,5 ±0,2	7,1 ±2,2	3,1 ±0,9
	tritonimfa →♀ →♂	9,6 ±0,4	14,4 ±0,3	7,9 ±2,8	3,1 ±0,8
		6,3 ±0,2	8,5 ±0,2	8,6 ±3,9	4,0 ±1,5
	pełny rozwój →♀ →♂	24,6 ±0,3	37,6 ±0,3	33,2 ±5,8	14,7 ±1,7
		18,4 ±0,3	24,2 ±0,4	34,5 ±5,9	15,3 ±2,4
żywotność (imago) →♀ →♂	32,9 ±0,3	47,1 ±0,4	31,2 ±11,1	15,5 ±9,6	
	22,8 ±0,4	34,3 ±0,3	brak danych	brak danych	
♀ okres prereprodukcyjny	3,1 ±0,1	4,3 ±0,1	brak danych	brak danych	
♀ okres reprodukcyjny	16,2 ±0,2	22,3 ±0,2	26,2 ±10,7	11,6 ±6,4	
♀ okres postreprodukcyjny	13,8 ±0,2	20,4 ±0,2	brak danych	brak danych	
Liczba jaj składanych przez 1 ♀		7,4 ±0,3	9,4 ±0,3	68,4 ±30,4	48,0 ±29,6
Wylęgalsność larw (%)		89,2 ±2,9	92,5 ±2,3	brak danych	brak danych

¹ Średnia arytmetyczna ± odchylenie standardowe

♀ w rozwoju samic

♂ w rozwoju samca

fazą przedreprodukcyjną (okres prepatentny), o różnej w zależności od gatunku długości, która na ogół może trwać 9–13 dni [7, 31], ale obserwowano także znacznie krótsze, bo trwające około 3 dni (u samic *D. pteronyssinus*) lub 1–3 dni u *Dermatophagoides evansi* [20, 30] (tab. 1, 2). Okres reprodukcyjny samic dotyczy na ogół pierwszej połowy okresu jej życia [30]. U samic *D. pteronyssinus* obserwowano ponadto 2 okresy reprodukcyjne [7, 20, 30].

Jaja składane są pojedynczo, często z jedno-, dwudniowymi przerwami. Otwór umożliwiający samicę składanie jaj, wulwa (*vulva, oviporus*), zlokalizowany jest pomiędzy tarczami biodrowymi (koksalnymi) odnóży IV pary. Dziennie samica składa od 1 do 3 jaj (tab. 1, 2), a w ciągu całego okresu reprodukcyjnego liczba składanych jaj może wahać się w szerokim zakresie – od 40 do 400, w zależności od gatunku oraz warunków środowiska. U *D. farinae* wynosi ona 200–400 (ale notowano także 40–80), u *D. microce-*

Rycina 3. Torebka kopulacyjna (*receptaculum seminis*) samicy *Dermatophagoides pteronyssinus* (fot. Piotr Szilman, Krzysztof Solarz).



ras około 400, u *D. pteronyssinus* 19–160 (na ogół notowano 40–80 albo 70–100), u *D. evansi* 17–50, u *H. chelidonis* średnio 105,5 jaja, u *E. maynei* około 80, a u *G. longior* około 50 [2, 7, 15, 17, 18, 20–22, 30, 31, 33, 37–39] (tab. 1). W preparatach mikroskopowych obserwowano nawet do 3 jaj w obrębie ciała jednej samicy [16]. Długość okresu postreprodukcyjnego obserwowana w laboratoryjnych kulturach

Tabela 3. Czas trwania (w dniach) pełnego rozwoju postembrionalnego oraz poszczególnych stadiów młodocianych dla populacji hodowlanych *Dermatophagoides pteronyssinus* i *D. farinae* w zależności od temperatury, w oparciu o zacytowane dane z literatury.

Gatunek	<i>Dermatophagoides farinae</i> [2, 7, 13, 31, 33]				<i>Dermatophagoides pteronyssinus</i> [24]			
	15,6°C	21,1°C	26,6°C	32,2°C	16°C	23°C	30°C	35°C
Temperatura ⇒ ↓ Stadium								
Jajo	58,5	13,9	7,1	6,3	26,6	8,1	4,5	3,9
Larwa aktywna	28,3	6,8	3,5	3,0	37,4	10,4	6,4	4,2
Larwa nieaktywna	6,0	4,6	2,6	1,8	13,5	4,0	3,0	1,6
Protonimfa aktywna	24,5	15,7	2,5	2,7	28,8	6,9	4,4	3,4
Protonimfa nieaktywna	143,8	5,0	2,4	1,4	11,1	3,2	2,1	1,4
Tritonimfa aktywna	67,3	4,3	2,6	2,1	30,0	8,3	4,0	3,5
Tritonimfa nieaktywna	50,5	4,2	2,2	1,4	12,1	3,4	3,0	1,6
Pełny rozwój	388,8	54,5	23,2	18,8	122,8	34,0	19,3	15,0

D. pteronyssinus u samic hodowanych na zarodkach pszenicy wynosiła średnio 13,8 ±0,2 dnia, a u samic hodowanych na mieszaninie zarodków pszenicy ze sproszkowanymi drożdżami 20,4 ±0,2 dnia [20] (tab. 2).

Średnia długość życia samca i samicy *Dermatophagoides* spp. wynosi w optymalnych warunkach 1–5 miesięcy (najczęściej 2–3 miesiące, 60–100 dni) [2, 31, 33, 39, 40]. Dla gatunku *D. pteronyssinus* zanotowana długość życia samca to około 60–80 dni, a samicy 100–150 dni [7, 12, 30]. W przypadku *D. farinae* obserwowano natomiast krótszą długość życia form dorosłych – około 1 miesiąca (dla samca 35,3 ±11,9 dnia, dla samicy 26,1 ±3,9 dnia), w porównaniu z *D. microceras* (samica 48,6 ±9,1 dnia, samiec 62,3 ±13,2 dnia) [38]. Inne badania wykazały, że aktywne postaci dorosłe *D. farinae* żyją około 60 dni [16, 35]. W przypadku populacji *D. pteronyssinus* nowsze badania wykazały znacznie krótszą, aniżeli podano powyżej, żywotność postaci dorosłych w warunkach optymalnych: dla samca 22,4–34,6 dnia [20], dla samicy 12–56 dni (średnio 31,2 ±11,1 dnia) [24] albo 32,6–47,5 dnia [20] (tab. 2). Podobną do *D. farinae* i *D. microceras* długością życia postaci dorosłych charakteryzuje się gatunek *D. evansi*. Wynosi ona dla samca 21–35 dni, a dla samicy 30–62 dni [17].

Zarówno czas trwania (okres) rozwoju embrionalnego i postembrionalnego, jak też długość życia stadiów młodocianych i postaci dorosłych zależą od gatunku i warunków środowiskowych; wykazano wpływ wilgotności, temperatury i diety (tab. 2, 3) [7,

20, 24–28]. Saleh i wsp. [20] (tab. 2) zaobserwowała dłuższe okresy rozwoju postembrionalnego samca i samicy w populacji *D. pteronyssinus* hodowanej na mieszaninie zarodków pszenicy ze sproszkowanymi drożdżami jako pożywcze (75% ±5% wilgotności względnej, temperatura 25°C ±1°C) w porównaniu z populacją hodowaną na samych zarodkach pszenicy, w tych samych warunkach wilgotności i temperatury. Dotyczyło to okresu trwania wszystkich stadiów rozwojowych, jak też żywotności obu postaci dorosłych tego gatunku. W populacji hodowanej na mieszaninie zarodków pszenicy i sproszkowanych drożdży obserwowano u samic wydłużenie zarówno okresu przedprodukcyjnego, jak też reprodukcyjnego i postreprodukcyjnego [20] (tab. 2). W przypadku *D. farinae* cykl życiowy w temperaturze 23°C trwa 35,6 ±4,4 dnia, a w temperaturze 30°C jedynie 17,5 ±1,2 dnia [23].

Optymalne warunki rozwoju

Optymalne warunki dla rozwoju roztoczy *Pyroglyphidae* to poza dostępnością właściwego pokarmu odpowiednia wilgotność względna oraz temperatura powietrza. Mają one wpływ na tempo wzrostu populacji, płodność samic, przeżywalność zarówno w warunkach laboratoryjnych, jak też w środowisku naturalnym [7, 25–28].

W warunkach naturalnych głównym pożywieniem dla roztoczy kurzu domowego z rodziny *Pyroglyphidae* są: złuszczone naskórek ludzki i zwierzęcy, a być może także niektóre mikroorganizmy. Uważa się jednak, że rola pewnych grzybów (np. *Pityrospo-*

rum spp.) w odżywianiu tych roztoczy polega tylko na wstępnym nadtrawianiu naskórka i innych elementów rogowych (włosy, paznokcie), które ułatwia ich przyswajalność przez roztocze [13, 41]. Według Korsgaard [42] około 150 mg naskórka wystarcza, aby wyżywić 3000 roztoczy przez 2–3 miesiące, natomiast jedna osoba traci około 0,5–1,0 g złuszczonego naskórka w ciągu doby bądź 1 g na tydzień tylko podczas odpoczynku nocnego. W przewodzie pokarmowym tych roztoczy stwierdzano pyłek roślinny, spory mikroorganizmów, mycelia grzybów, bakterie, cząstki pochodzące z pożywienia człowieka, włókna pochodzenia roślinnego, łuski chrząszczy, naskórek ludzki i zwierzęcy [5, 8]. Występujące w kurzu domowym gatunki roztoczy z rodziny *Pyroglyphidae* wykazują istotne różnice odnośnie wymagań ekologicznych, w tym także preferencji pokarmowej. Wspomniany naskórek ludzki i zwierzęcy oraz inne rogowe resztki wydają się najbardziej odpowiednim pożywieniem dla *D. pteronyssinus*, *H. domicola* i *E. maynei*, typowych mieszkańców kurzu domowego [43]. Podobnie częściej spotykane w gniazdach ptaków synantropijnych niż w mieszkaniach roztocze *D. evansi* i *H. chelidonis* odżywiają się głównie naskórkiem ptaków [21, 22, 39, 43]. Natomiast *D. farinae*, *D. microceras* i *G. longior* prawdopodobnie preferują różnego typu cząstki pochodzenia roślinnego bądź odżywiają się grzybami rozwijającymi się na tych cząstkach [43].

W warunkach laboratoryjnych można hodować te roztocze na mieszaninie sproszkowanych drożdży i suszonych rozwiłitek z dodatkiem naskórka ludzkiego bądź zwierzęcego albo na mieszance zarodków pszenicy i sproszkowanych drożdży [4, 5, 17, 20, 44]. Szczególnie w przypadku *D. farinae* i *D. microceras* korzystne jest dodanie produktu roślinnego [43]. Według Chmielewskiego [39] najlepszym pokarmem dla *H. chelidonis* jest pył odsiany z gniazd ptaków oraz naskórek ptasi. Dodatek naskórka ptasiego ważny jest także podczas hodowania *D. evansi* [17, 22]. Oba gatunki obficie występują w gniazdach ptaków, głównie *Passeriformes* [7, 21, 22, 45, 46]. Mumcuoglu [9] zaleca hodowanie *D. pteronyssinus* na podłożu zawierającym sacharozę, zarodki pszenicy, agar, witaminy oraz sole mineralne. W zasadzie omawiane roztocze mogą rozwijać się na różnego typu produktach spożywczych, w tym także na sproszkowanych produktach pochodzenia zwierzęcego, z dodatkiem suszonych drożdży [13]. Wykazują one ponadto pewne różnice zarówno w jakości, jak i w ilości pobieranego pożywienia, np. *D. pteronyssinus* ma tendencję do spożywania większej ilości pokarmu niż *D. farinae* [5, 43]. Stosowane powszechnie metody masowej hodowli omawia-

nych roztoczy przedstawione są w wielu publikacjach [1, 12, 14, 20, 30, 31, 45, 47–52]. W ostatnim okresie coraz częściej z dużym powodzeniem wykorzystuje się do hodowli *D. farinae* oraz *D. pteronyssinus* pozabawione witaminy C pokarmy płatkowe dla ryb tropikalnych [14].

Temperatura optymalna dla rozwoju roztoczy kurzu domowego z rodziny *Pyroglyphidae* wynosi 25–28°C (20–30°C). Rozwój ich zachodzi w zakresie 17–32°C, przy czym gatunek *E. maynei* jest uważany za bardziej ciepłolubny od gatunków z rodzaju *Dermaphagoides* [12, 39]. Występują także pewne różnice w optimum temperatury pomiędzy *D. pteronyssinus* a *D. farinae* [53]. Ten drugi gatunek wymaga nieco wyższej temperatury (25–30°C), podczas gdy pierwszy tylko około 25°C [14, 12, 53]. Przy niższych temperaturach rozwój przedłuża się bardzo, a stadium trwającym najdłużej jest nieaktywna protonimfa przedwylinkowa, utrzymująca się u *D. farinae* średnio przez 143,8 dnia [2, 31, 33]. W ogóle w niskiej temperaturze ginęły szybko dorosłe osobniki *D. farinae*. Tylko 15% populacji tego gatunku przeżywało w temperaturze 2°C przez 168 godzin, a 40% w temperaturze -15°C w ciągu 6 godzin. W temperaturze -25°C po 6 godzinach giną wszystkie okazy *Pyroglyphidae*. Lepiej jednak znoszą one niską temperaturę, jeśli hodowane były w temperaturze 21°C, a nie w temperaturze optymalnej dla ich rozwoju (25°C). W niższej temperaturze są także bardziej odporne na wysuszenie [2, 4, 5, 9, 10, 13, 30, 31, 38, 39, 47, 48, 50, 54, 55]. Analogicznie w wyższych temperaturach wzrasta aktywność roztoczy, ale jednocześnie skraca się ich okres życia, np. w temperaturze 45°C mogą przeżyć 24 godziny, w temperaturze 50°C 4 godz., w temperaturze 60°C mniej niż 1 godzinę, a w temperaturze 70–80°C tylko 5 minut [9, 29]. Uważa się, że temperatura jest głównym czynnikiem decydującym o możliwości rozwoju populacji tych roztoczy, natomiast wilgotność względna powietrza określa liczebność tej populacji [13]. W przypadku temperatury ważniejsza dla roztoczy wydaje się być jej stabilność niż częstość występowania wartości optymalnych [13, 50, 53, 56]. Wyniki badań Changa i wsp. [29] wskazują, że krótkotrwałe okresowe podnoszenie temperatury w pomieszczeniu powyżej 40°C może skutecznie ograniczyć liczebność populacji roztoczy w mieszkaniu.

Zakres optymalnej wilgotności wynosi dla większości gatunków od 75% do 85% wilgotności względnej, która odpowiada „aktywności pary wodnej” (a_w) o wartościach od 0,75 do 0,85. Dla *D. farinae* zakres ten wynosi 70–75% ($a_w=0,70-0,75$), dla *D. pteronyssinus*, *D. evansi* i *E. maynei* 75–80% ($a_w=0,75-0,80$), a dla *H. chelidonis* 85% ($a_w=0,85$) [2, 9, 10–13, 25–28,

39, 52]. Rozwój ich może przebiegać jednak w niższej wilgotności powietrza, nawet 57–60% (w hodowli), ale składanie jaj następuje dopiero powyżej 60% wilgotności względnej [2, 9, 27, 28, 31, 57]. Wilgotność względna poniżej 70% ($a_v < 0,75$) jest krytyczna dla bilansu wodnego tych roztoczy. Zależy od temperatury powietrza i jest różna u różnych gatunków *Pyroglyphidae*; np. u *D. farinae* wynosi 69% wilgotności względnej w temperaturze 35°C, 63% w 30°C, 58% w 25°C oraz 52% w 15°C [58]. Jeśli wilgotność powietrza obniża się poniżej tej wartości krytycznej, roztocze oszczędnie gospodarują wodą lub nawet korzystają z tzw. *wody metabolicznej*. Na dłuższą metę nie wystarcza to jednak do utrzymania właściwego bilansu wodnego, ponieważ podstawowym źródłem wody dla tych roztoczy jest para wodna pobierana na drodze aktywnej bądź pasywnej absorpcji z otoczenia (pozostałe dwa źródła wody, woda metaboliczna oraz woda zawarta w pożywieniu roztocza, nie mają większego znaczenia) [9, 11]. Dzięki możliwości ograniczania wyparowywania wody z powierzchni ciała, a także przystosowania do tolerowania wahań wilgotności powietrza w pewnym zakresie organizmy ich przystosowane są do przeżycia w warunkach niższej wilgotności tylko przez pewien czas [2, 7, 31]. Wykształciły one zapewne wiele mechanizmów pozwalających przeżyć w warunkach niekorzystnej wilgotności powietrza – jednym ze sposobów ograniczania wyparowywania wody z powierzchni ciała jest skupianie się osobników i wzajemne przyleganie do siebie [7, 31]. W środowisku naturalnym obserwowano już [53] wzrost liczebności populacji *D. farinae*, gdy średnia miesięczna wilgotność powietrza wynosiła od 47% do 50% wilgotności względnej, a więc była o wiele niższa od owej wartości krytycznej, a także od wyżej podanych wartości określających minimum wilgotnościowe na podstawie obserwacji hodowlanych (57–60%); dlatego też należy o tym pamiętać, podejmując działania profilaktyczne polegające na obniżeniu wilgotności wewnątrz pomieszczeń mieszkalnych [13]. Wiadomo bowiem, że wilgotność w środowisku roztocza może być o wiele wyższa od wartości, którą można stwierdzić w wolnym powietrzu [35]. Na przykład 40% wilgotności względnej powietrza może odpowiadać wilgotności rzędu od 80% do 100% na powierzchni wilgotnej podłogi, podczas gdy wilgotność kurzu na powierzchni podłogi suchej jest często równa wilgotności powietrza [5]. Także w łóżkach zajętych przez człowieka wilgotność znacznie wzrasta, osiągając poziom powyżej 60% wilgotności względnej. Można w ten sposób wyjaśnić liczne występowanie tych roztoczy w kurzu z łóżek i z innych miejsc do spania. Niektóre eksperymenty hodowlane wykazują,

że optymalna wilgotność przy odpowiednim pokarmie może być niższa, niż wskazują wyżej cytowane prace. Na przykład Ree i wsp. [14] uzyskali najszybszy wzrost populacji *D. farinae* w temperaturze 28°C i przy wilgotności względnej 64%, gdy jako podłoże stosowano mieszaninę pokarmu płatkowego dla ryb akwariowych oraz suszonych drożdży.

Podsumowując przedstawione dane, rozwój postembrionalny w optymalnych warunkach (20–25°C oraz 75–80% wilgotności względnej) zajmuje roztoczom kurzu domowego z rodziny *Pyroglyphidae* około 1 miesiąca [2, 7, 15]. U *D. pteronyssinus* notuje się następujące okresy trwania poszczególnych stadiów w tych warunkach: jajo 6 dni, larwa 5–6 dni, protonimfa 4–7 dni, tritonimfa 4–8 dni. Rozwój w tych warunkach jest nieznacznie dłuższy u *D. farinae*, a okres trwania poszczególnych stadiów wynosi: jajo 8 dni, larwa 8,2 dni, protonimfa 8,3 dni i tritonimfa 7,6 dni [2, 7, 31, 33].

Z jednej strony uważa się wilgotność za bardzo ważny czynnik określający liczebność populacji roztoczy kurzu domowego, od którego zależy wprost proporcjonalnie nie tylko intensywność oddychania i wymiana pary wodnej [2], ale także ilość pobieranego pożywienia [5, 6, 9–11]. Z drugiej strony zaś przeważa pogląd, że roztocze te nie wykazują specjalnej preferencji określonej wartości wilgotności, wybierając najwilgotniejsze miejsca w środowisku naturalnym. Związane ma to być tylko z rozwojem w tych miejscach grzybów, które nadtrawiają wstępnie naskórek i inne rogowe resztki stanowiące pokarm roztoczy [13].

Bilans wody i oddychanie

Około 70–80% wagi ciała samicy *D. farinae* stanowi woda. Wymiana pary wodnej odbywa się drogą dyfuzji przez oskórek. Ustalono, że samce potrzebują więcej wody niż samice. Wymiana wody aktywnych protonimf wynosi 3,4%, podczas gdy protonimf nieaktywnych, przedwylinkowych, zaledwie 0,3%. To nieaktywne stadium jest wyjątkowo przystosowane do przetrwania w niekorzystnych warunkach środowiska, głównie w odniesieniu do wilgotności. Dlatego też Arlian i wsp. [35] sugerują, że jest to stadium, które pozwala przeżyć roztoczom okres ogrzewania mieszkań. Należy o tym pamiętać, zwłaszcza proponując niepełne zabiegi profilaktyczne ograniczające się tylko do obniżania wilgotności wewnątrz pomieszczeń mieszkalnych. Przy wilgotności względnej 70–75% ma miejsce równoważna wymiana wody pomiędzy ciałem roztocza a otoczeniem (tzw. punkt krytycznej równowagi aktywności pary wodnej) [6, 7, 9–11, 31, 45].

Wymiana gazowa (oddychanie) u roztoczy z rodziny *Pyroglyphidae* tak jak u innych roztoczy z rzędu *Astigmata* jest prawdopodobnie podobna do wymiany pary wodnej między roztoczem a otoczeniem i odbywa się albo drogą dyfuzji przez oskórek, albo też dzięki przepływowi śliny z gruczołu ślinowego do jamy przedustnej [2, 7, 9, 10]. System tchawkowy u nich nie występuje. Dlatego tempo wymiany gazów jest zależne od wilgotności powietrza, podobnie jak tempo wymiany pary wodnej. Związane jest to ze zmniejszeniem przepuszczalności oskórka w środowisku o wilgotności powietrza poniżej opisywanego już punktu krytycznego, który dla *D. farinae* wynosi 70%, a dla *D. pteronyssinus* 73%. A zatem intensywność oddychania zależy od warunków zewnętrznych. Na przykład przy wilgotności 75% samica *D. farinae* pobiera przez oskórek 0,008 μl tlenu w ciągu 1 godziny, podczas gdy aktywna i nieruchoma protonimfa odpowiednio 0,11 μl i 0,003 μl [7].

Odżywianie

Roztocze te pobierają pokarm w postaci drobin (głównie łuski naskórka) (patrz wyżej), które rozdrabniane są i wypchane do jamy przedustnej dzięki poruszającym się na przemieszczaniu chelicerom. Ich narządy gębowe (parzyste chelicery i pedipalpy) poruszają się nie tylko dzięki pracy mięśni, ale w istotnym stopniu dzięki ciśnieniu hydrostatycznemu [2, 7]. Pokarm trawiony jest wewnątrzkomórkowo w przedniej, a pozakomórkowo w tylnej części jelita środkowego. W tylnej części jelita środkowego masa pokarmu zostaje zagęszczona drogą absorpcji wody i otoczona błoną perytroficzną. Zarówno sam proces zagęszczania, jak i własności wspomnianej błony (wybiórcze zachowanie przepuszczalności dla wody) mają decydujący wpływ na środowiskową trwałość, a także dostępność alergenów roztoczy kurzu domowego związanych z procesem trawienia, a opóźnienie ich degradacji (niestety bez upośledzenia przenikania na zewnątrz błony) przyczynia się do utrzymywania się wspomnianych alergenów nawet po wyginieciu populacji tych pajęczaków. Niestrawione resztki pokarmu usuwane są z organizmu przez odbyty (*anus*) w postaci kulek kałowych otoczonych wspomnianą wyżej błoną perytroficzną, powodującą ich większą trwałość w środowisku bytowania roztocza [2, 5, 9, 31, 59]. Odkąd wiadomo, że alergeny

grupy I i III występują w szczególnie silnym stężeniu w kulkach kałowych (alergeny te są enzymami trawieniowymi roztocza związanymi z trawieniem komórkowym w przedniej części jelita środkowego), stanowią obiekt dużego zainteresowania zarówno lekarzy alergologów, jak też akarologów zajmujących się zagadnieniem alergii na roztocze kurzu.

Końcowym produktem metabolizmu, podobnie jak u innych roztoczy, jest guanina. Drobinę guaniny znajdującej się w hemolimfie albo w środkowogrzebionej partii idiosomy omawianych roztoczy, ale źródło ich nie zostało jeszcze poznane [7]. Obecność guaniny w środowisku bytowania roztoczy została wykorzystana do opracowania prostej pośredniej półilościowej metody kontrolowania stężenia alergenów roztoczy (*Acarex test*).

Obieg hemolimfy u roztoczy z rodziny *Pyroglyphidae*, podobnie jak u innych organizmów niemających typowego serca, osiągany jest dzięki kontrakcji mięśni ciała oraz ruchliwości chelicer, a także częściowo dzięki skurczom mięśni przewodu pokarmowego [2, 5, 7].

Mimo dużej liczby prac dotyczących biologii roztoczy z rodziny *Pyroglyphidae* większość autorów uważa, że jest ona słabo poznana. Nie wyjaśniono jeszcze ostatecznie znaczenia fizjologicznego wydzieliny gruczołów opistosomalnych oraz brodawek (*papillae*) genitalnych. Brodawki takie występują także u innych *Astigmata* i wynicowywane są podczas kopulacji (u obu postaci dorosłych) oraz podczas składania jaj (u samic). Nie wyjaśniono także w pełni zjawiska charakterystycznej dla tych roztoczy tendencji do skupiania się lub migracji larw zależnej od zagęszczenia populacji (obserwowanej w kulturach *D. farinae*) oraz zjawiska zaprzestawania składania jaj przez samice *D. pteronyssinus* w przegęszczonych populacjach hodowlanych tego gatunku. Dokładniejszych badań wymaga ponadto układ krążenia, współdziałanie układu nerwowego z mięśniami oraz komunikacja za pomocą feromonów. Ponadto biologia *E. maynei*, *G. longior*, *H. chelidonis*, *D. evansi*, *D. microceras*, *D. siboney* i pozostałych roztoczy kurzu domowego z rodziny *Pyroglyphidae* jest daleko mniej poznana, aniżeli *D. pteronyssinus* oraz *D. farinae*, nie mówiąc już o gatunkach *Pyroglyphidae* niespotykanych dotąd w kurzu domowym.

Piśmiennictwo:

1. Van Bronswijk J.E.M.H., Sinha R.N.: Role of fungi in the survival of *Dermatophagoides* in house dust environment. *Environ. Entomol.* 1973, 2: 142-145.
2. Wharton G.W.: House dust mites: review article. *J. Med. Entomol.* 1976, 12: 577-621.
3. Mulla M.S., Sanchez Medina M.: *Acaros en Colombia. Bionomia, Ecología y Distribución. Su importancia en las enfermedades Alérgicas.* Colciencias Editora Guadalupe LTDA, Bogota 1980.
4. Van Bronswijk J.E.M.H.: Food preference of pyroglyphid house-dust mites (Acari). *Neth. J. Zool.* 1972, 22(3): 335-340.
5. Van Bronswijk J.E.M.H.: House dust biology (for allergists, acarologists and mycologists). NIB Publishers, Zoelmond 1981.
6. Suggars A.L.: House dust mites: a review. *J. Entomol. Sci.* 1987, suppl.1: 3-15.
7. Fain A., Guerin B., Hart B.J.: *Mites and allergic disease.* Allergbio, Varennes en Argonne 1990.
8. Hart B.J., Fain A.: Morphological and biological studies of medically important house dust mites. *Acarologia* 1988, 29: 285-295.
9. Mumcuoglu Y.K.: *Biologie und Ökologie der Hausstaubmilben.* *Allergologie* 1988, 11: 223-228.
10. Arlian L.G.: *Biology and Ecology of House Dust Mites, Dermatophagoides spp. and Euroglyphus spp. (Airborne allergens).* *Immunol. Allergy Clin. North Am.* 1989, 9: 339-356.
11. Arlian L.G.: Water balance and humidity requirements of house dust mites. *Exp. Appl. Acarol.* 1992, 16: 15-35.
12. Spieksma F.T.M.: Mite biology. *Clin. Rev. Allergy* 1990, 8: 31-49.
13. Hallas T.E.: *The biology of mites.* *Allergy* 1991, 46(supl.11): 6-9.
14. Ree H.I., Lee I.Y., Kim T.E., Jeon S.H., Hong C.S.: Mass culture of house dust mites, *Dermatophagoides farinae* and *D. pteronyssinus* (Acari: Pyroglyphidae). *Med. Entomol. Zool.* 1998, 48(2): 109-116.
15. Hart B.J.: Life cycle and reproduction of house-dust mites: environmental factors influencing mite populations. *Allergy* 1998, 53(supl.48): 13-17.
16. Larson D.G., Mitchell W.P., Wharton G.W.: Preliminary studies on *Dermatophagoides farinae* Hughes, 1961 (Acari) and house dust allergy. *J. Med. Entomol.* 1969, 6(3): 295-299.
17. Mumcuoglu Y.K., Lutsky I.: *The life-cycle of Dermatophagoides evansi Fain, 1967 (Acari: Pyroglyphidae), a mite associated with poultry.* *Acarologia* 1990, 31(2): 191-194.
18. Colloff M.J.: *Population studies on the house dust mite Euroglyphus maynei (Cooreman, 1950) (Acari: Pyroglyphidae).* *W: The Acari: Reproduction, Development and Life-History Strategies.* Schuster R., Murphy P.W. (red.). Chapman and Hall, London 1991a: 497-505.
19. Colloff M.J.: *A review of the biology and allergenicity of Euroglyphus maynei (Cooreman, 1950) (Acari: Pyroglyphidae).* *Exp. Appl. Acarol.* 1991b, 11(2/3): 177-198.
20. Saleh S.M., Abdel-Hamid M.M., Rezk H.A.: *Biology of the European house dust mite, Dermatophagoides pteronyssinus (Trouessart).* *Acarologia* 1991, 32(1): 57-60.
21. Chmielewski W.: *Bio-ekologiczne obserwacje Dermatophagoides passericola.* *Wiad. Parazytol.* 1982, 28: 101-103.
22. Chmielewski W.: *Dermatophagoides evansi Fain, Hughes et Johnston (Acari, Pyroglyphidae) – bionomics on bird dandruff.* *Zeszyty Naukowe AT-R (Bydgoszcz)* 1998, 214(Ochrona Środowiska 2): 169-174.
23. Arlian L.G., Dippold J.S.: *Development and fecundity of Dermatophagoides farinae (Acari: Pyroglyphidae).* *J. Med. Entomol.* 1996, 33: 257-260.
24. Arlian L.G., Rapp C.M., Ahmed S.G.: *Development of Dermatophagoides pteronyssinus (Acari: Pyroglyphidae).* *J. Med. Entomol.* 1990, 27(6): 1035-1040.
25. Arlian L.G., Confer P.D., Rapp C.M., Vyszynski-Moher D.L., Chang J.S.C.: *Population dynamics of the house dust mites Dermatophagoides farinae, D. pteronyssinus, and Euroglyphus maynei (Acari: Pyroglyphidae) at specific relative humidities.* *J. Med. Entomol.* 1998a, 35: 46-53.
26. Arlian L.G., Neal J.S., Bacon S.W.: *Survival, fecundity, and development of Dermatophagoides farinae (Acari: Pyroglyphidae) at fluctuating relative humidity.* *J. Med. Entomol.* 1998b, 35: 962-966.
27. Arlian L.G., Neal J.S., Vyszynski-Moher D.A.L.: *Fluctuating hydrating and dehydrating relative humidities effects on the life cycle of Dermatophagoides farinae (Acari: Pyroglyphidae).* *J. Med. Entomol.* 1999a, 36: 457-461.
28. Arlian L.G., Neal J.S., Vyszynski-Moher D.A.L.: *Reducing relative humidity to control the house dust mite Dermatophagoides farinae.* *J. Allergy Clin. Immunol.* 1999b, 104: 852-856.
29. Chang J.C.S., Arlian L.G., Dippold J.S., Rapp C.M., Vyszynski-Moher D.A.: *Survival of the house dust mite, Dermatophagoides farinae, at high temperatures (40–80°C).* *Indoor Air* 1998, 8: 34-38.
30. Spieksma F.T.M.: *The house dust mite Dermatophagoides pteronyssinus (Trouessart, 1897), producer of the house-dust allergen (Acari: Psoroptidae).* Thesis, Leiden 1967: 1-65.
31. Furumizo R.T.: *Laboratory observations on the life history and biology of the American house dust mite Dermatophagoides farinae (Acarina: Pyroglyphidae).* *California vector views* 1975, 22: 49-60.
32. Fain A., Herin A.: *La prélarve chez les Astigmatés (Acari).* *Acarologia* 1978, 20 (4): 566-571.
33. Furumizo R.T., Wharton G.W.: *A case of postimaginal molt in the American house dust mite Dermatophagoides farinae Hughes, 1961 (Acari: Pyroglyphidae).* *Acarologia* 1975, 17: 730-733.

34. Halmi Z.: Postimaginal molts in house-dust mites *Dermatophagoides pteronyssinus* (Acari: Pyroglyphidae) associated with various defects of development. *Parasit. Hung.* 1989, 22: 137-142.
35. Arlian L.G., Woodford P.J., Bernstein I.L., Gallagher J.S.: Seasonal population structure of house dust mites, *Dermatophagoides* spp. (Acari: Pyroglyphidae). *J. Med. Entomol.* 1983, 20: 99-102.
36. Oshima S., Sugita K.: Notes on the life history of *Dermatophagoides farinae* Hughes, 1961. *Bull. Yokohama Munic. Inst. Publ. Health* 1966, 4: 66-69.
37. Gamal-Eddin F.M., Abou-Senna F.M., Tayel S.E., Aboul-Atta A.M., Seif A.M., Gaafar S.M.: Duration of the developmental stages of house dust mites *Dermatophagoides farinae* and *D. pteronyssinus* under controlled temperatures and relative humidities to pave the way in front of the workers in the field of house dust mites bronchial asthma. I. Preimaginal period. *J. Egypt. Soc. Parasitol.* 1983, 13: 319-334.
38. Griffiths D.A., Cunnington A.M.: *Dermatophagoides microceras* sp. n.: A description and comparison with its sibling species, *D. farinae* Hughes, 1961. *J. St. Prod. Res.* 1971, 7: 1-14.
39. Chmielewski W.: Hodowanie roztoczy z rodziny Pyroglyphidae. *Wiad. Parazytol.* 1986, 32: 407-409.
40. Piotrowski F.: *Zarys entomologii parazytologicznej*. PWN, Warszawa 1990.
41. Korsgaard J., Iversen M.: Epidemiology of house dust mite allergy. *Allergy* 1991, 46(supl.11): 14-18.
42. Korsgaard J.: Mite asthma and building construction in Denmark. *Allergologie* 1988, 11: 286-289.
43. Dubinina E.V.: *Ehkologo-faunisticheskie issledovaniya kleshchej pyli v svyazi s problemoj allergii*. *Parazit. Sb.* 1985, 33: 209-229.
44. Miyamoto T., Oshima S., Mizuno K.: Cultivation of house-dust mites. *J. Allergy* 1969, 43: 152-154.
45. Solarz K.: Pyroglyphidae (Acari: Acaridida) in Poland: Distribution, biology, population ecology and epidemiology. *Acta Zool. Cracov.* 2001, 44: 435-528.
46. Solarz K., Szilman P., Szilman E., Krzak M., Jagla A.: Some allergenic species of astigmatid mites (Acari, Acaridida) from different synanthropic environments in southern Poland. *Acta Zool. Cracov.* 2004, 47(3/4): 125-145.
47. Hughes A.M., Maunsell K.: A study of a population of house dust mites in its natural environment. *Clin. Allergy* 1973, 3: 127-131.
48. Solarz K., Brewczyński P.: *Biologia roztoczy kurzu domowego (Acari: Astigmata: Pyroglyphidae)*. *Wiad. Parazytol.* 1999, 45: 449-464.
49. Lang J.D., Mulla M.S.: Chemical-defined diet for the American house dust mite *Dermatophagoides farinae*. *Ann. Entomol. Soc. Amer.* 1978, 71: 785-786.
50. Koekkoek H.H.M., Van Bronswijk J.E.M.H.: Temperature requirements of house dust mite *Dermatophagoides pteronyssinus* compared with the climate in different habitats of houses. *Ent. Exp. Appl.* 1972, 15: 438-442.
51. Arlian L. G.: Water exchange and effect of water vapour activity on metabolic rate in the dust mite, *Dermatophagoides*. *J. Insect Physiol.* 1975, 21: 1439-1442.
52. Nannelli R., Liguori M., Castagnoli M.: Osservazioni preliminari sulla biologia di *E. maynei* (Cooreman) (Acari, Pyroglyphidae) e sua distribuzione in Italia. *Redia* 1983, 66: 401-408.
53. Dusbábek F.: Population structure and dynamics of the house dust mite *Dermatophagoides farinae* (Acarina, Pyroglyphidae) in Czechoslovakia. *Folia Parasitol. (Praha)* 1975, 22: 219-231.
54. Hall C.C. Jr, Mc Mahon B., Sams J.T.: Collecting and rearing *Dermatophagoides farinae* Hughes, from house dust. *Ann. Allergy* 1971, 29: 81-85.
55. Paul T.C., Sinha R.N.: Low-temperature survival of *Dermatophagoides farinae*. *Environ. Entomol.* 1972, 1: 547-549.
56. Dusbábek F.: Dynamics and structure of mixed populations of *Dermatophagoides farinae* and *D. pteronyssinus*. *Rec. Adv. Acarol.* 1979, 2: 173-177.
57. Arlian L.G.: Humidity as a factor regulating feeding and water balance of the house dust mites *Dermatophagoides farinae* and *D. pteronyssinus* (Acari: Pyroglyphidae). *J. Med. Entomol.* 1977, 14(4): 484-488.
58. Arlian L.G., Veselica M.: Effect of temperature on the equilibrium body water mass in the mite *Dermatophagoides farinae*. *Physiol. Zool.* 1981, 54(4): 393-399.
59. Pope A.M., Patterson R., Burge H.: *Indoor allergens. Assessing and controlling adverse health effects*. National Academy Press, Washington 1993.

Adres do korespondencji:

dr hab. n. med. Krzysztof Solarz

Zakład Parazytologii

Śląski Uniwersytet Medyczny w Katowicach

Wydział Farmaceutyczny w Sosnowcu

41-218 Sosnowiec, ul. Jedności 8