

ZNACZENIE MEDYCZNE I GOSPODARCZE KROCIONOGÓW

Monika Jung¹⁾, Barbara Nieradko-Iwanicka²⁾, Grzegorz Kania²⁾

¹⁾ Zakład Farmakologii i Biologii, Uniwersytet Medyczny w Lublinie

²⁾ Zakład Higieny i Epidemiologii, Uniwersytet Medyczny w Lublinie

STRESZCZENIE

Krocionogi jako przedstawiciele saprofagów w faunie epigeicznej odpowiadają za dekompozycję pozostałości organicznych. Aktywność dwuparców poprawia cyrkulację składników odżywczych, pierwiastków i wzmacnia proces rekultywacji środowiska. Poza wyżej wymienionymi Diplopoda powodują zagrożenia sanitarne i epidemiologiczne szczególnie podczas masowych pojawów i migracji. Biorąc od uwagę następujące aspekty: kontakt z sekrecjami obronnymi, aktywność pseudo-pasożytnicza, która imituje robaczyce oraz bierną transmisję patogenów możemy mówić o bezpośrednim i odległym wpływie na ludzkie zdrowie. W zakresie edukacji i profilaktyki pozostaje nadal wiele do uzupełnienia. Różne substancje pozyskiwane z krocionogów są testowane ze względu na ich medyczne właściwości; bezpośrednie wydzieliny, płyny i fragmenty ciała oraz aktywne związki z sekrecji obronnych. Krocionogi mogą posłużyć jako źródło rozwoju zoo-farmakognozji i zoo-indykacji. Zaprezentowany przegląd zagadnień sugeruje zarówno pozytywne jak i negatywne aspekty znaczenia grupy. Zebrano literaturę z połowy dwudziestego wieku oraz współczesną. W przypadku najnowszych doniesień korzystano z baz danych Google Scholar, PubMed, Medline.

Słowa kluczowe: Krocionogi, dwuparce, sekrecje, znaczenie medyczne, aktywność przeciw grzybicza, przeciw bakteryjna

ARTICLE INFO

PolHypRes 2023 Vol. 82 Issue 1 pp. 115 – 125

ISSN: 1734-7009 **eISSN:** 2084-0535

DOI: 10.2478/phr-2022-0007

Pages: 11, figures: 1, tables: 0

page www of the periodical: www.phr.net.pl

Publisher

Polish Hyperbaric Medicine and Technology Society

Typ artykułu: przeglądowy

Termin nadeśnięcia: 15.01.2022 r.

Termin zatwierdzenia do druku: 24.01.2023 r.



WSTĘP

Krocionogi plasują się tuż po owadach (Insecta) i pajęczakach (Arachnida), w rankingu na bioróżnorodność jak i znaczenia w naturze [1,2,3]. Dwuparce są najliczniejszym taksonem wśród Wijów, zawierającym około 12 000 opisanych gatunków zgromadzonych w 145 rodzinach i 16 rzędach [4,5,6,7,8].

Krocionogi jako zamieszkujące ściółkę epigeiczne organizmy dekomponujące, wytwarzają znaczne ilości odchodów, które są rozprowadzane w różnych poziomach profilu glebowego. Ekskrementy wzbogacają glebę w łatwiej i szybciej wchłaniane związki [9,10]. Większość krocionogów charakteryzuje się nocną aktywnością i ubarwieniem ciała w odcieniach maskujących: brązu czerni i beżu. Niektóre gatunki wykazują aposematyczne ubarwienie lub świecą w ciemności [11,12,13,14]. Krocionogi po podrażnieniu chowają wrażliwą brzuszną stronę ciała, głowę, odnóża i zwijają się tworząc spiralę lub kulę. Zaobserwowano także ucieczkę polegającą na odskakiwaniu od źródła zagrożenia [15]. *Penicillata* natomiast zaplątują drapieżnika w gąszczu frędzlowatych szczecinek [16]. Zachowania te wykształcone zostały ze względu na ograniczenia ucieczki w gęstym poszyciu, związane z niską mobilnością krocionogów. W ochronie przeciw pasożytom i drapieżnikom krocionogi wydzielają obronne sekrecje [4,17,18,19]. Gatunek tropikalny *Rhinocricus* sp. przyska wydzieliną na odległość około pół metra [20]. Krocionogi ze względu na brak struktur i organów służących do przekazywania sekrecji zalicza się do zwierząt trujących [21]. Szczególnie podczas deszczowego okresu krocionogi chętnie pojawiają się w ludzkich siedliskach. Taksony rodzime jak i napływowe rozpatrywane są jako gatunki synantropijne i szkodniki szczególnie podczas gradacji populacji i masowych migracji [22,23].

CEL

Celem pracy była ocena znaczenia medycznego krocionogów zagrożeń dla zdrowia ludzi i możliwości zastosowań aplikacyjnych grupy.

METODY

Zgromadzono informacje z przeglądu anglojęzycznych pozycji w bazach: Google Scholar, PubMed, Medline. Zasób piśmiennictwa obejmował także pozycje z doktoratu pierwszego autora tej pracy, co przybliży czytelnikowi unikalne informacje opublikowane wyłącznie po polsku.

DYSKUSJA

SEKRECJE OBRONNE

Podrażnione krocionogi wydzielają sekrecje obronne. Przedstawiciele rzędów Callipodida, Glomerida, Julida, Polydesmida Polyzoniida, Spirobolida i Spirostreptida posiadają gruczoły repugnatorialne [2,11]. Otwory prowadzące do gruczołów obronnych położone są u większości krocionogów obustronnie począwszy od piątego lub szóstego segmentu ciała na metasomicie lub w zakończeniach wypustek *paranota* (Polydesmida). U przedstawicieli Pentazonia ozopory zlokalizowane są grzbietowo [24, 25, 26]. U krocionogów z rzędów: Chordeumatida, Sphaerotheriida, Polyxenida, Siphoniulida i Glomeridesmida brak jest gruczołów obronnych [27].

Według Shear [27] za Eisner i wsp. [17] wyodrębniono trzy grupy gruczołów obronnych ze względu na strukturę gruczołu i skład sekrecji obronnych. Ilic i wsp. [28] uzupełniają wykaz o czwarty rodzaj Colobognatha. Właściwości fizyczne (kolor i zapach), charakteryzują takson (Rys. 1). Skład sekrecji obronnych jest różnorodny. Te same grupy związków mogą pojawić się w różnych taksonach podczas gdy inne przypisane są rzędowi lub gatunkowi.

Wykaz organicznych składowych zawiera: alkaloidy chinazolinowe (glomeryna, homoglomeryna) (Glomerida); molekuly heterocykliczne z podstawnikami azotowymi (u Polyzoniida) terpeny (pinen i limonen) (u Polyzoniida, Siphonophorida); benzochinony, hydrochinony oraz ich pochodne (u Julida i Spirobolida oraz Spirostreptida); fenole (u Callipodida i Julida oraz Polydesmida) [29-37]. Mandelonitryl i inne cyjanogenne składowe; cyjanek benzylu notowane są niemalże u wszystkich krocionogów [38,39]. Dobrze udokumentowany w piśmiennictwie i niezwykle zróżnicowany w kontekście składu chemicznego substancji obronnych jest nadrzęd Juliformia [19,27,37,40,41].



Rys. 1 *Blaniulus guttulatus* (Fabricius, 1798). Ślepy przedstawiciel Julida, wydzielający sekrecje obronne o charakterystycznym zabarwieniu. Fotografia Monika Jung.

ZNACZENIE MEDYCZNE, ZMIANY KRÓTKO I DŁUGO TERMINOWE

Doniesienia odnośnie zagrożeń zdrowotnych związane z sekrecjami obronnymi koncentrują się głównie na miejscowych zmianach dermatologicznych lub objawach ogólnoustrojowych i toksykozach [42,43].

Ciemniejące rumieniowe zmiany patologiczne ale także parestezje opisali Neto i wsp. [44] na podstawie przypadku klinicznego z intensywnej terapii w Baku, Rio De Janeiro u 23-letniej pacjentki. Woń emitowana przez *Oxidus gracilis* (C.L.Koch, 1847) (Polydesmida) powoduje w dłuższej ekspozycji ból głowy [45]. Julida; *Cylindroiulus caeruleocinctus* (Wood, 1864), *Cylindroiulus latestriatus* (Curtis, 1845), *Choneiulus palmatus* (Němec, 1895), *Ommatoiulus sabulosus* (Linnaeus 1758), *Leptoiulus proximus* (Němec, 1896), wydzielają para-benzochinony o genotoksycznym działaniu. 1,4-metylo benzochinon występujący w sekrecjach brazylijskich gatunków *Rhinocricus padbergi* Verhof, 1938 and *Floridobolus penneri* Causey, 1957, przedstawicieli Spirobolida, wywołuje kancerogenezę [20,32]. Tropikalne gatunki tryskają benzochinonami, które w okolicy oczu powodują łzawienie, obrzęk około oczodołowy, zapalenie spojówki oraz rogówki poprzedzane jej owrzodzeniem. Oleiste i lepkie sekrecje kontaktowo powodują powstawanie rumienia i pęcherzy [46].

Szczególnie powszechne są zdarzenia z przypadkowym zgnieceniem krocionoga schowanego w ubraniu lub obuwiu czy listowiu co wywołuje purpurowe i siniejące zmiany o charakterze rumienia [44,47]. Uczucie bolesnego i piekącego uszkodzenia skóry, stan zapalny skóry, dermatozy i martwice kończyn pojawiają się w obrazie klinicznym co uzależnione jest od składu chemicznego sekrecji i czasu ekspozycji [42,48]. Wydłużony kontakt ze skórą i błonami śluzowymi skutkuje trudnościami w rekonwalescencji tkanki i możliwością rozwoju gangreny. Patogeneza obejmuje: uszkodzenia pokryw ciała i oparzenia skóry, które ulegają wtórnym zakażeniom bakteryjnym co poprzedzone jest powstawaniem pęcherzy i odbarwień. Brązowienie i zaczernienie oraz zmiany patologiczne maskują stany zapalne, które to procesy mogą trwać miesiącami [46,47,49-51].

PROBLEMY MEDYCZNE I POWIĄZANE SCHORZENIA

Przypadkowe spożycie krocionogów prowadzi do nieinwazyjnej kolonizacji układu pokarmowego. Liczne *Nopoiulus kochii* (Gervais, 1847) zostały zaobserwowane w odchodach i materiale z wymiocin [52]. Mowlavi i wsp. [53] donosi o wolnożyjącym *Brachyiulus lusitanus* Verhoeff, 1898 bytującym w przewodzie pokarmowym. *Polydesmus complanatus* (Linnaeus, 1761) and *Julus terrestris* Linnaeus, 1758 za Kiełczewskim [54] wywoływały podobne do robaczyc dolegliwości. Stojalowska [55] za Brumpt [56] i Pawłowskim [57] wymienia *Cylindroiulus teutonicus* Pocock, 1900 *Julus terrestris* Linnaeus, 1758. oraz *P. complanatus* jako pseudopasożyty. Przykry smak jest maskowany przez owoce i warzywa zamieszkiwane przez pożywiające się krocionogi *Blaniulus guttulatus* (Fabricius, 1798). Istnieje także możliwość połknięcia jaj i stadiów niedojrzałych krocionogów wraz z wodą [55].

Epidemiologiczny problem stanowić może ponad to transmisja tasiemczyc. Vakarenko i Korniyushin [58] opisali postać larwalną; cysticerkoid *Sobolevitaenia verulamii* (Cestoda, Cyclophyllidea), przenoszona przez *Glomeris connexa* C. L. Koch, 1847 (Glomerida). Postać dorosła jest pasożytem u ptaków (Turdinae). Dwuparce *Fontaria virginensis* (Gray, 1832) (Polydesmida) i *Julus* sp. są żywicielami pośrednimi dla form larwalnych płazińca *Hymenolepis diminuta* (Cestoda, Cyclophyllidea). Człowiek może być ostatecznym żywicielem dla tego gatunku a wielokrotne reinwazje promuje zjawisko autoinwazji [59,60].

Stawonogi jako wektory rozprzestrzeniają mikroorganizmy pasywnie lub aktywnie. Możliwość transmisji jest rozważana jako istotna w kontekście masowych migracji populacji u krocionogów. Dane dotyczące biernej transmisji bakterii na ludzi przez krocionogi są następujące: *C. caeruleocinctus* przenoszą: *Klebsiella ozaenae*, *Citrobacter freundii*, *Serratia marcescens* i *Pantoea agglomerans*, *Raoultella planticola*, *Salmonella arizonae*, *Xanthomonas maltophilia*. *O. sabulosus* transamituje: *Klebsiella pneumoniae*, *Klebsiella oxytoca*, *Enterobacter sakazakii*, *Citrobacter freundii*, *Pantoea agglomerans*,

Hafnia alvei oraz *Raoultella planticola* [20,61-66].

ZASTOSOWANIA SEKRECCI KROCIONOGÓW W MEDYCYNIE I ZOOFARMAKOLOGII

Związki chemiczne z sekrecji krocionogów są dobrze udokumentowane w piśmiennictwie jako substancje toksyczne, repelenty oraz o właściwościach sedacji [27,67,68]. Pajęczaki i kręgowce ulegały zatruciu glomeryną i homoglomeryną po zjedzeniu krocionogów *Glomeris marginata* (Villers, 1789) [69]. Para-krezol jest obronnym allomonem, który odstrasza mrówki [70,71]. Komary *Aedes aegypti* rzadziej skarmiały się próbkami krwi z benzochinonami pozyskanymi od *Orthoporus dorsovittatus* (Verhoeff, 1938) [67]. W badaniach laboratoryjnych Carroll i wsp. [68] wykorzystano benzochinony jako środek długoterminowo zabezpieczający przeciw kleszczom *Amblyomma americanum*. Naczelnie korzystają z krocionogów by kontrolować hematofagiczne stawonogi. Rozcieranie żyjących krocionogów na futrze zaobserwowano u kapucynki oliwkowej *Cebus olivaceus* [72]. Mieszanie sekrecji obronnych z cebulą i czosnkiem obserwowano u Weldon i wsp. [73] u kapucynki czubatej *Cebus apella*, Zito i wsp. [74] u lemura czarnego *Eulemur macaco* oraz u ponocnicowatych *Aotus* spp.

Krocionogi zwykle są wypluwane z uwagi na ich odrzucający smak i odór [75]. Odporne na sekrecje kręgowce wzbogacają krocionogami swoją dietę bez oznak zatrucia a realizowane w ten sposób drapieżnictwo reguluje populację krocionogów [55,73,76]. Dwuparce po przygotowaniu mogą działać przeciw zjadliwym dla człowieka patogenom. Wywar z *Tachypodoiulus niger* (Leach, 1814) używany jest przez mieszkańców Mizoram w Indiach przeciwgruźliczo [77]. Przedstawiciele plemienia Bobo z Burkina Faso konsumują krocionogi ze względu na potencjalnie przeciwmalaryczne właściwości i wyższą kaloryczność tak wzbogaconego posiłku [78]. W profilaktyce przeciw pasożytniczej lemur czerwonooczny *Eulemur rufifrons* zjada krocionogi po ich wygnieceniu i wstępnym przeżuciu co uwalnia sekrecje obronne [79]. Rolowanie ofiary zauważono także u koati, ostronosów *Nasua* spp. [73]. Przedstawiciele tropikalnej batrachofauny wybierają krocionogi co suplementuje dietę w substancje toksyczne kumulowane w ciele przeciw drapieżnikom. Alkaloidy znajdujące w gruczołach skórnych trujących żabek pochodzą ze zjadanych mrówek i krocionogów [80,81]. Spirolizydyny oksym ze skóry panamskiego drzewołaza karłowatego *Dendrobates pumilio* pochodzi z chemicznych sekrecji obecnych w diecie krocionogów *Rhinotus purpureus* (Pocock, 1894) oraz chrząszczy [81, 82].

Stawonogi jako źródło składników o farmakologicznych właściwościach i działaniu terapeutycznym używane są w medycynie konwencjonalnej i ludowej [40,83,84]. Prowadzone są badania nad wykorzystaniem batrachotoksyn np. epibatydyny, alkaloidu z gruczołów skóry przedstawiciela żab trujących, drzewołaza trójbarwnego *Epipedobates tricolor* [80]. Substancja ta jest znana jako mediator receptorów nieopiodowych, niezależniący środek przeciwbólowy jednakże toksyczny w niskich dawkach. Obecnie prace koncentrują się na poznaniu syntetycznych analogów, bezpiecznych w aplikacji i selektywnych w terapeutycznym działaniu [85]. Sekrecje pozyskiwane ze skulicowatych i krocionogowatych rozpatrywane są jako czynniki przeciwtleniające oraz hamujące w procesie degeneracji neuronów [86,87].

SEKRECCJE KROCIONOGÓW I ICH WPŁYW NA LUDZKIE ZDROWIE

Krocionogi zasiedlają stanowiska ruderalne, hałdy i miejsca dekompozycji z materią kompostową [88-93]. Podejrzewa się wspomagające działanie sekrecji w procesie przetrwania w środowisku zajęтым przez różnorodne w tym patogenne organizmy [94]. W piśmiennictwie znajdujemy doniesienia o przeciwgrzybiczym [95], przeciwbakteryjnym charakterze hemolimfy i ekstraktów z ciała krocionogów [96-97]. Grzybo i bakteriobójczą aktywność 1-okten-3-olu z sekrecji *Niponia nodulosa* Verhoeff, 1931 (Polydesmida) opisał Omura i wsp. [98]. W doświadczeniach laboratoryjnych wykazano inhibicyjne działanie sekrecji *Pachyiulus hungaricus* (Karsch, 1881) na różnorodne grupy bakterii; *Aeromonas hydrophila*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli*, *Xanthomonas arboricola*, *Listeria monocytogenes*, *Staphylococcus aureus* i *Bacillus subtilis* oraz grzyby; *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Fusarium subglutinans*, *Fusarium semitectum*, *Fusarium equiseti* i *Gliocladium roseum* [87, 99]. W testach *in vitro* nad sekrecjami obronnymi *Megaphyllum unilineatum* (C. L. Koch, 1838) (Julida) wykazano działanie grzybobójcze na *Fusarium* sp. [87].

Zarówno p-krezol jak i fenol znajdujące się w sekrecjach Julida skutecznie hamują rozwój spor i owocników u grzybów. Fenol (kwas karbolowy) używany był do niedawna w dezynfekcji w placówkach służby zdrowia. Pochodne fenolowe z drapieżnika jaskiń *Apfelbeckia insculpta* (C.L. Koch, 1867) (Callipodida) wykazują aktywność przeciwgrzybiczą i przeciwbakteryjną [27,100].

Benzochinony i ich pochodne wydzielane przez Julida, Spirobolida, and Spirostreptida wykazują toksyczność wobec grzybów i bakterii oraz nicieni [83,87,99,101]. Glukhova i wsp. [102] opisała działanie antybiotyczne wobec bakterii gram pozytywnych (w tym opornych na metycylinę *S. aureus*). W badaniach *in vitro* prowadzonych przez grupy; Stanković i wsp. [99], Pesewu i wsp. [101] wykazano destrukcyjne działanie wyciągu z krocionogów (benzochinonów) na szczepy metycyliny odporne szczepy *S. aureus*. Rozwój *S. aureus* hamowany był kwasami organicznymi i alkaloidami; składowymi sekrecji obronnych *Tachypodoiulus* sp. [103]. Mieszanina benzochinoidów od *Rhinocricus* sp. posiada grzybobójcze właściwości i bakteriobójczą aktywność zarówno wobec gram ujemnych jak i gram dodatnich patogenów w tym *S. aureus* [104]. Krocionogi powinny być rozpatrywane jako potencjalne źródło wielokompleksowych układów molekularnych toksycznych wobec mikroorganizmów patogennych.

Z pośród zagadnień zdrowotnych warto wspomnieć o schorzeniach związanych z postępującym zanieczyszczeniem środowiska. Zatrucia pierwiastkami śladowymi osiągane są w niewielkich dawkach [105-107]. Krocionogi przeżywiają w skażonych rejonach. Współdziałanie organizmów edaficznych umożliwia powstanie dogodnych warunków do zasiedlania i dalszego rozwoju populacji gatunków pionierskich co ułatwia przebieg procesu wtórnej sukcesji [88,108-111]. Monit stanu środowiska w oparciu o zooindykatory, w tym krocionogi pomaga w ocenie siedliska. Sukcesja pedobiontów i aktywność saprofagiczna wzmacnia procesy dekompozycji dlatego też krocionogi mogą wspomagać rekultywację zanieczyszczonego obszaru [88, 108, 109, 111-120].

WNIOSKI

Krocionogi są często obecne w ludzkich siedliskach i rozpatrywane jako uciążliwe szczególnie w czasie pojawów oraz masowych migracji. Choć bardziej toksyczne związki opisywane były w grupach tropikalnych przedstawicieli i w rejonach zwrotnikowych notowane są najcięższe przypadki kliniczne warto pamiętać, że zarówno obecne jak i napływowe gatunki zmieniają obecnie swoje rozprzestrzenienie geograficzne.

Dzieci są szczególnie narażone ze względu na dużą ruchliwość, ciekawość i niską edukację odnośnie profilaktyki. Grupy ryzyka zawodowego obejmują rolników, pracowników leśnych. Bezpośrednio zagrożone na kontakt z sekrecjami pozostają odsłonięte części ciała, kończyny oraz twarz i oczy. W ocenie substancji chemicznej i zagrożenia, pomocne jest dostarczenie ciała krocionoga. Choć większość symptomów mija po kilku godzinach odbarwienia skóry mogą pozostać a uszkodzenia są źródłem wtórnych infekcji. Istnieje ryzyko biernego transportu patogennych bakterii na obszary zaludnione co stanowi zagrożenie dla mieszkańców w czasie pracy i podczas wypoczynku. Edukacja i promowanie zachowań prozdrowotnych oraz ocena zagrożeń są niedostateczne.

Krocionogi są potencjalnym czynnikiem w rozwoju farmakologii np. udoskonalania leków. Jest to obecnie jeden z wiodących kierunków o rosnącym zapotrzebowaniu wraz z nowoodkrytymi możliwościami aplikacyjnymi grupy. Krocionogi pozostają istotnym elementem w obiegu pierwiastków, ważnym w procesie sukcesji wtórnej i monitorowaniu przebiegu procesu rekultywacji środowiska. Ekotoksykologia pomoże w prognozowaniu wpływu na stan zdrowia mieszkańców zanieczyszczeń z terenów zamieszkałych. Zastosowanie odpowiednich metod kontroli populacji krocionogów oraz środków ochrony ograniczy zagrożenia pośrednie i bezpośrednie związane z obecnością dwuparców szczególnie w kontekście synantropizacji grupy.

ŹRÓDŁA FINANSOWANIA

Badania te nie otrzymały żadnego specjalnego grantu od agencji finansujących zarówno sektora komercyjnego jak i publicznego, oraz non-profit.

OŚWIADCZENIE KONFLIKTU INTERESÓW

Autorzy deklarują brak potencjalnych konfliktów interesów.

BIBLIOGRAFIA

- Shelley RM. A revised, annotated, family-level classification of the Diplopoda. *Arthropoda Sel. Moscow*. 2002. 11: 187-207.
- David JF. Diplopoda- Ecology. in: Minelli A. (ed.), *Treatise on Zoology-Anatomy, Taxonomy, Biology. The Myriapoda*, Brill, Leiden-Boston, 2015, pp. 303-327.
- Enghoff H, Golovatch SI, Short M, Stoev P, Wesener T. Diplopoda- taxonomic overview. in: Minelli A. (ed.), *Treatise on Zoology-Anatomy, Taxonomy, Biology. The Myriapoda*, Brill, Leiden-Boston, 2015, pp. 363-453.
- Sierwald P, Bond JE. Current Status of the Myriapod Class Diplopoda (Millipedes): Taxonomic Diversity and Phylogeny. *Annu. Rev. Entomol.* 2007. 52: 401-420. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.52.111805.090210>.
- Golovatch SI, Kime RD. Millipede (Diplopoda) distributions: A review. *Soil Org.* 2009. 81: 565-597. <https://soil-organisms.org/index.php/SO/article/view/210>.
- Shear W. Class Diplopoda de Blainville Gervais, 1844, in: Zhang Z-Q. (ed.), *Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness*, *Zootaxa*. 2011, pp. 159-164. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3148.1.32>.
- Brewer MS, Sierwald P, Bond JE. Millipede taxonomy after 250 years: classification and taxonomic practices in a mega-diverse yet understudied arthropod group. *PLoS One*. 2012. e37240. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0037240>.
- Sierwald P, Spelda J. *MilliBase*, VI, 2020. <http://www.millibase.org>, doi:10.14284/370.
- Kime RD, Golovatch SI. Trends in the ecological strategies and evolution of millipedes (Diplopoda). *Biol. J. Linn. Soc.* 2000. 69: 333-349. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8312.2000.tb01209.x>.
- David JF. The role of litter-feeding macroarthropods in decomposition processes: a reappraisal of common views. *Soil Biol. Biochem.* Elsevier. 2014. 76: 109-118. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2014.05.009>.
- Blower J.G. Millipedes, Keys and notes for the identification of the species, in: Kermack DM, Barnes RSK. (eds.), *Synopses of the British fauna*. Brill E.J., Buckhuys W., London, 1985, pp.1-242.
- Marek PE, Moore W. Discovery of a glowing millipede in California and the gradual evolution of bioluminescence in Diplopoda. *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* 2015. 112: 6419-6424. <https://doi.org/10.1073/pnas.1500014112>.
- Srisonchai R, Enghoff H, Likhitrakarn N, Panha S. Four colorful new species of dragon millipedes, genus *Desmoxytes* Chamberlin, 1923, from northern Thailand (Diplopoda: Polydesmida: Paradoxosomatidae). *Zootaxa*. 2016. 4170: 93-113. doi: 10.11646/zootaxa.4170.1.4. PMID: 27701275.
- Means JC, Hennen DA, Marek PE. A revision of the *minor* species group in the millipede genus *Nannaria* Chamberlin, 1918 (Diplopoda, Polydesmida, Xystodesmidae), *Zookeys*. 2021. 1030: 1-180. <https://doi.org/10.3897/zookeys.1030.62544>.
- Evans MEG, Blower JG. A jumping millipede. *Nature*. 1973. 246: 427-428. <https://doi.org/10.1038/246427a0>.
- Eisner T, Eisner M, Deyrup M. Millipede defense: use of detachable bristles to entangle ants. *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* 1996. 93: 10848-10851. <https://doi.org/10.1073/pnas.93.20.10848>.
- Eisner T, Alsop D, Hicks K, Meinwald J. Defensive secretions of millipedes. in: Bettini S. (ed.), *Handbook of Experimental Pharmacology Arthropod Venoms*. Springer-Verlag, Berlin, 1978. pp. 41-72.
- Deml R, Huth A. Benzoquinones and hydroquinones in defensive secretions of tropical millipedes. *Sci. Nat.* 2000. 87: 80-82. <https://doi.org/10.1007/s10886-017-0832-1>.
- Kania G, Kowalski R, Pietras R. Defensive secretions in millipede species of the order Julida (Diplopoda). *Acta Soc. Zool. Bohemicae*. 2016. 80: 17-20.
- Kania G. The medical significance of millipedes (Diplopoda) – human consequences of their chemical secretions and transmission of pathogenic bacteria. in: Buczek A, Błaszak Cz. (eds.), *Arthropods in urban and suburban environments*. Koliber, Lublin. 2017, pp. 169-186.
- Prokopowicz D. *Rośliny trujące i zwierzęta jadowite*. Wyd. Ekonomia i Środowisko, Białystok. 1999 pp. 207.
- Voigtländer K. Mass occurrences and swarming behaviour of millipedes (Diplopoda: Julidae) in Eastern Germany. *Peckiana*. 2005. 4: 181-187.
- Stoev P, Korsós Z. *Oxidus gracilis* (C.L. Koch, 1847)(Diplopoda, Polydesmida, Paradoxosomatidae) -14.2., in: Roques A, Lees D. (eds.), *Factsheets for 80 representative alien species*. *BioRisk*. 2010. 4: pp. 855-1021.
- Minelli A, Golovatch SI. Myriapods. in: Levin SA. (ed.), *Encyclopedia of Biodiversity*. Academic Press, Waltham, MA. 2001, pp. 421-432. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-384719-5.00208-2>.



25. Makarov SE, Curčić BP, Tesević VV, Jadranić MB, Vujisić LV, Curčić SB, Mandić BM, Sekulić TLj, Mitic BM. Defensive secretions in three species of polydesmids (Diplopoda, Polydesmida, Polydesmidae), J. Chem. Ecol. 2010. 36: 978-982. <https://doi.org/10.1007/s10886-010-9847-6>.
26. Geoffroy J. Subphylum Myriapoda, Class Diplopoda, fourth ed., in: James H, Thorp DCh, (eds.), Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates: Ecology and General Biology. Elsevier/Academic Press, Amsterdam, 2015.
27. Shear W. The chemical defenses of millipedes (diplopoda): Biochemistry, physiology and ecology. Biochem. Syst. Ecol. 2015. 61: 78-117. <https://doi.org/10.1016/j.bse.2015.04.033>.
28. Ilić B, Unković N, Čirić A, Glamočlija J, Ljaljević Grbić M, Raspotnić G, Bodner M, Vukojević J, Makarov S. Phenol-based millipede defence: antimicrobial activity of secretions from the Balkan endemic millipede *Apfelbeckia insculpta* (L. Koch, 1867) (Diplopoda: Callipodida). Sci. Nat. 2019. 106: 1-37. <https://doi.org/10.1007/s00114-019-1631-z>.
29. Shear WA, Jones TH, Wesener T. Glomerin and homoglomerin from the North American pill millipede *Onomeris sinuata* (Loomis, 1943) (Diplopoda, Pentazonia, Glomeridae). Int. J. Myriap. 2011. 94: 1-10. <https://doi.org/10.3897/ijm.4.1105>.
30. Kuwahara Y, Mori N, Tanabe T. Detection of a neotropical frog alkaloid spiropyrrrolizidine 236 from a Japanese polyzoniid millipede *Kiusiozonium okai* as a major defense component together with polyzonimine and nitropolyzonimine. Jpn. J. Environ. Ent. Zool. 2007. 18: 91-96.
31. Wood W, Hanke F, Kubo I, Carroll J, Crews P. Buzonamine, a new alkaloid from the defensive secretion of the millipede, *Buzonium crassipes*. Biochem. Syst. Ecol. 2000. 28: 305-312. [https://doi.org/10.1016/S0305-1978\(99\)00068-X](https://doi.org/10.1016/S0305-1978(99)00068-X).
32. Arab A, Zacarín GG, Fontanetti CS, Camargo-Mathias MI, Dos Santos MG, Cabrera AC. Composition of the defensive secretion of the neotropical millipede *Rhinocricus padbergi* Verhoeff 1938 (Diplopoda: Spirobolida: Rhinocricidae). Entomotropica. 2003. 18: 79-82.
33. Wu X, Buden DW, Attygalle AB. Hydroquinones from defensive secretion of a giant Pacific millipede, *Acladocricus setigerus* (Diplopoda: Spirobolida), Chemoeology. 2007. 17: 131-138. <https://doi.org/10.1007/s00049-007-0372-1>.
34. Bodner M, Raspotnić G. Millipedes that smell like bugs: (E)-Alkenals in the defensive secretion of the julid diplopod *Allajulus dicentrus*. J. Chem. Ecol. 2012. 38: 547-556. <https://doi.org/10.1007/s10886-012-0127-5>.
35. Sekulić TLj, Vujisić LV, Čurčić BPM, Mandić BM, Antić DŽ, Trifunović SS, Godevac DM, Vajs EV, Tomić VT, Makarov S.E. Quinones and non-quinones from the defensive secretion of *Unciger transsilvanicus* (Verhoeff, 1899) (Diplopoda, Julida, Julidae), from Serbia. Arch. Biol. Sci. Belgr. 2014. 66: 385-390. <https://doi.org/10.2298/ABS1401385S>.
36. Shimizu N, Kuwahara Y, Yakamaru R, Tanabe T. n-Hexyl laurate and fourteen related fatty-acid esters: new secretory compounds from the julid millipede, *Anaulaciulus* sp. J. Chem. Ecol. 2012. 38: 23-28. <https://doi.org/10.1007/s10886-012-0063-4>.
37. Bodner M, Vagalinski B, Makarov SE, Antić DŽ, Vujisić LV, Leis HJ, Raspotnić G. "Quinone Millipedes" Reconsidered: Evidence for a Mosaic-Like Taxonomic Distribution of Phenol-Based Secretions across the Julidae. J. Chem. Ecol. 2016. 42: 249-258. <https://doi.org/10.1007/s10886-016-0680-4>.
38. Kuwahara Y, Shimizu N, Tanabe T. Release of hydrogen cyanide via a post-secretion Schotten-Baumann reaction in defensive fluids of Polydesmoid millipedes. J. Chem. Ecol. 2011. 37: 232-238. <https://doi.org/10.1007/s10886-011-9920-9>.
39. Ishida Y, Kuwahara Y, Dadashpour M. A sacrificial millipede altruistically protects its swarm using a drone blood enzyme, mandelonitrile oxidase. Sci. Rep. 2016. 6: 1-10. <https://doi.org/10.1038/srep26998>.
40. Ilić B, Dimkić I, Unković N, Ljaljević Grbić M, Vukojević J, Vujisić L, Tešević V, Stanković S, Makarov S, Lučić L. Millipedes vs. pathogens: defensive secretions of some julids (Diplopoda: Julida) as potential antimicrobial agents. J. Appl. Entomol. 2018. 142: 775-791. <https://doi.org/10.1111/jen.12526>.
41. Rodriguez J, Jones T.H, Sierwal P, Marek P, Shear W, Brewer M, Kocot K, Bond J. Step-wise evolution of complex chemical defenses in millipedes: a phylogenomic approach. Sci. Rep. 2018. 8: <https://doi.org/10.1038/s41598-018-19996-6>.
42. Haddad V.Jr., Cardoso JL, Lupi O, Tyring SK. Tropical dermatology: venomous arthropods and human skin: Part II. Diplopoda Chilopoda, and Arachnida. J. Am. Acad. Dermatol. 2012. 67: 1-9. <https://doi.org/10.1016/j.jaad.2012.05.028>.
43. Lofgran T, Warrington SJ. Millipede Envenomation. StatPearls, Treasure Island (FL): StatPearls Publishing, VI, 2022. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK557454/>
44. Neto A, Fred SH, Filho B, Martins G. Skin lesions simulating blue toe syndrome caused by prolonged contact with a millipede. Rev. Soc. Bras. Med. Trop. 2014. 47: 257-258. <http://dx.doi.org/10.1590/0037-8682-0212-2013>.
45. Taira J, Nakamura K, Higa Y. Identification of secretory compounds from the millipede, *Oxidus gracilis* C.L. Koch (Polydesmida: Paradoxosomatidae) and their variation in different habitats. Appl. Ent. Zool. 2003. 38: 401-404. <https://doi.org/10.1303/aez.2003.401>.
46. De Capitani EM, Vieira RJ, Bucarechi F, Fernandes LCR, Toledo AS, Camargo AC. Human accidents involving *Rhinocricus* spp., a common millipede genus observed in urban areas of Brazil. Clin. Toxicol. 2011. 49: 187-190. <https://doi.org/10.3109/15563650.2011.560855>.
47. Lima CA., Cardoso JL, Magela A, Oliveira FG, Talhari S, Haddad V.Jr. Exogenous pigmentation in toes feigning ischemia of the extremities: a diagnostic challenge brought by arthropods of the Diplopoda Class ("millipedes"). An Bras Dermatol. 2010. 85: 391-392. <https://doi.org/10.1590/s0365-05962010000300018>.
48. Lacy FA, Elston DM. What's Eating You? Millipede Burns. Cutis. 2019. 103: 195-196.
49. Shpall S, Frieden I. Mahogany discoloration of the skin due to the defensive secretion of a millipede, Pediatr. Dermatol. 1991. 8: 25-27. <https://doi.org/10.1111/j.1525-1470.1991.tb00834.x>.
50. Haddad V. Jr., Cardoso JLC. Accidents provoked by millipede with dermatological manifestations: report of two cases. An. Bras. Dermatol. 2000. 75: 471-474. <https://doi.org/10.1016/j.abd.2019.10.003>.
51. Pennini SN, Rebello PFB, Guerra MGVB, Talhari S. Millipede accident with unusual dermatological lesion, An. Bras. Dermatol. 2019. 94: 765-767. <https://doi.org/10.1016/j.abd.2019.10.003>.
52. Ertek M, Aslan I, Yazgi H, Torun HC, Ayyıldız A, Tasyaran MA. Infestation of the human intestine by the millipede, *Nopoiulus kochii*. Med. Vet. Entomol. 2004. 18: 306-307. <https://doi.org/10.1111/j.0269-283X.2004.00507.x>.
53. Mowlavi G, Naddaf SR, Rezaeian M, Najafi N, Lucio-Forster A, Bowman DD. Apparent pseudoparasitism of the alimentary canal of a 5-year-old child by the millipede *Brachyiulus lusitanus* (Diplopoda: Julidae). Parasite. 2009. 16: 161-163. <https://doi.org/10.1051/parasite/2009162161>.
54. Kielczewski B. Gromada Wije (Myriapoda). w: Żółtowski Z. (red.), Arachnoentomologia lekarska. Wydawnictwo Lekarskie PZWL, Warszawa. 1976; ss. 90-93.
55. Stojalowska W, Krocionogi (Diplopoda) Polski. Wyd. 1. (first ed.), Państwowe Wydawnictwo Naukowe, Warszawa. 1961.
56. Brumpt É. Précis de Parasitologie, sixth ed. Masson ET Cie Editeurs, Paris. 1949.
57. Pawłowski E. Wytyczne do parazytologii człowieka. Wyd. 1. Moskwa- Leningrad. 1948
58. Vakarenko EG, Kornyshev VV. Description of a cysticeroid of *Sobolevitaenia verulamii* (Cestoda, Cyclophyllidea) from its intermediate host *Glomeris connexa* (Diplopoda, Glomeridae). Vest Zool. 2002. 36: 61-64.
59. Beaver PCh, Jung RC, Cupp EW. Cyclophyllidean Tapeworms. in: Clinical Parasitology, Lea and Febiger. Philadelphia, 1984, pp. 505-543.
60. Kadłubowski R, Kurnatowska A. Zarys parazytologii lekarskiej. Wyd. VII (seventh ed.), Wydawnictwo Lekarskie PZWL, Warszawa, 1999.
61. Jarosz J, Kania G. The question of whether gut microflora of the millipede *Ommatoilus sabulosus* could function as a threshold to food infections. Pedobiologia. 2000. 44: 705-708. [https://doi.org/10.1078/S0031-4056\(04\)70083-9](https://doi.org/10.1078/S0031-4056(04)70083-9).
62. Byzov BA. Intestinal microbiota of millipedes. in: König H, Varma A. (eds.), Soil Biology. Intestinal microorganisms of termites and other Invertebrates, Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg. 2006. 6: pp. 90-114.
63. Kania G. The economic and medical significance of millipedes (Diplopoda) with emphasis on *Ommatoilus sabulosus*. in: Tajovský K, Schlagamerský J, Pizl V. (eds.), Contributions to Soil Zoology in Central Europe III. Ceske Budejovice. 2009. pp. 73-77.
64. Kania G, Kłapeć T. Seasonal activity of millipedes (Diplopoda) – their economic and medical significance. Ann. Agric. Environ. Med. 2012. 19: 646-650.
65. Dutkiewicz J, Mackiewicz B, Lemieszek MK, Golec M. *Pantoea agglomerans*: a mysterious bacterium of evil and good. Part III, Deleterious effects: infections of humans, animals and plants. Ann. Agric. Environ. Med. 2016. 23: 197-205. <https://doi.org/10.5604/12321966.1203878>.
66. Alagesan P. Millipedes as host for microbes—a review, Int. J. Microbiol. Res. 2017. 8: 19-24. <https://doi.org/10.5829/idosi.ijmr.2017.19.24>.
67. Weldon PJ, Aldrich JR, Klun JA, Oliver JE, Debboun M. Benzoquinones from millipedes deter mosquitoes and elicit self-anointing in capuchin monkeys (*Cebus* sp.), Sci. Nat. 2003. 90: 301-304. <https://doi.org/10.1007/s00114-003-0427-2>.
68. Carroll JF, Kramer M, Weldon PJ, Robbins RG. Anointing chemicals and ectoparasites: effects of benzoquinones from millipedes on the lone star tick, *Amblyomma americanum*. J. Chem. Ecol. 2005. 31: 63-75. <https://doi.org/10.1007/s10886-005-0974-4>.

69. Alagesan P. Millipedes: Diversity, distribution and ecology. in: Chakravarthy AK, Sridhara S. (eds.), *Arthropod Diversity and Conservation in the Tropics and Sub-tropics*. Springer. 2016. pp. 119-137.
70. Shear W, Jones T, Miras H. A possible phylogenetic signal in milliped chemical defenses: the polydesmidan millipede *Leonardemus injucundus* Shelley & Shear secretes p-cresol and lacks a cyanogenic apparatus (Diplopoda, Polydesmida, Nearctodesmidae). *Biochem. Syst. Ecol.* 2007. 35: 838-842. <https://doi.org/10.1016/j.bse.2007.01.005>.
71. Sekulić TLj., Vujišić LjV, Curčić BPM, Mandić BM, Antić DŽ, Trifunović SS, Godevac DM, Vajs EV, Tomić VT, Makarov SE. Quinones and non-quinones from the defensive secretion of *Unciger transsilvanicus* (Verhoeff, 1899) (Diplopoda, Julida, Julidae), from Serbia. *Arch. Biol. Sci.* 2014. 66: 385-390. <https://doi.org/10.2298/ABS1401385S>.
72. Valderrama X, Robinson JG, Attygalle AB, Eisner T. Seasonal anointment with millipedes in a wild primate: a chemical defense against insects? *J. Chem. Ecol.* 2000. 26: 2781-2790. <https://doi.org/10.1023/A:1026489826714>.
73. Weldon P, Cranmore C, Chatfield J. Prey-rolling behavior of coatis (*Nasua* sp.) is elicited by benzoquinones from millipedes. *Sci. Nat.* 2006. 93: 14-16. <https://doi.org/10.1007/s00114-005-0064-z>.
74. Zito M, Evans S, Weldon PJ. Owl monkeys (*Aotus* spp.) self-anoint with plants and millipedes. *Folia Primatol.* 2003. 74: 159-161. <https://doi.org/10.1159/000070649>.
75. Olivieri N, Capone F, Puopolo M, Santucci D, Alleve E. Response of CD-1 mice to the chemical defence of a common arthropod (*Ommatoiulus sabulosus*). *Physiol. Behav.* 2001. 74: 305-311. [https://doi.org/10.1016/S0031-9384\(01\)00563-7](https://doi.org/10.1016/S0031-9384(01)00563-7).
76. Jung M, Kania G. Wrogowie naturalni kreconogów (Diplopoda) - drapieżne kręgowce. (Natural enemies of millipedes (Diplopoda), Vertebrate predators. in: Maciag M, Maciag K. (red.), *Makroorganizmy-przegląd wybranych badań*, Lublin 2018, Wydawnictwo Naukowe Tygiel, Lublin. 2018. pp. 31-45.
77. Chinlapianga M, Singh RK, Shukla AC. Ethnozoological diversity of northeast India: empirical learning with traditional knowledge holders of Mizoram and Arunachal Pradesh. *Ind. J. Trad. Knowledge.* 2013. 12: 18-30. <http://nopr.nispr.res.in/handle/123456789/15342>
78. Enghoff H, Manno N, Tchibozo S, List M, Schwarzinger B, Schoefferberger W, Schwarzinger C, Paoletti MG. Millipedes as food for humans: their nutritional and possibly antimalarial value—a first report, eCAM, Hindawi Publishing Corporation Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine, IX, 2014. <https://doi.org/10.1155/2014/651768>.
79. Peckre LR, Defolie Ch, Kappeler PM, Fichtel C. Potential self-medication using millipede secretions in red-fronted lemurs: combining anointment and ingestion for a joint action against gastrointestinal parasites? *Primates.* 2018. 59: 483-494. <https://doi.org/10.1007/s10329-018-0674-7>
80. Daly JW, Garraffo HM, Jain P, Spande TF, Snelling RR, Jaramillo C, Rand S. Arthropod–Frog connection: Decahydroquinoline and Pyrrolizidine alkaloids common to microsymbiotic myrmicine ants and dendrobatid frogs. *J. Chem. Ecol.* 2000. 26: 73-85. <https://doi.org/10.1023/A:1005437427326>
81. Clark VC, Raxworthy ChR, Rakotomalala V, Sierwald P, Fisher BL. Convergent evolution of chemical defense in poison frogs and arthropod prey between Madagascar and the Neotropic. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 2005. 102: 11617-11622. <https://doi.org/10.1073/pnas.0503502102>
82. Saporito RA, Donnelly MA, Hoffman R.L., Garraffo HM, Daly JW. A siphonotid millipede (Rhinotus) as the source of spiropyrrrolizidine oximes of dendrobatid frogs. *J. Chem. Ecol.* 2003. 29: 2781-2786. DOI: 10.1023/b:joec.0000008065.28364.a0
83. Dandawate PR, Vyas AC, Padhye SB, Singh MW, Baruah JB. Perspectives on medicinal properties of benzoquinone compounds. *Mini-Rev. Med. Chem.* 2010. 10: 436-454. DOI: 10.2174/138955710791330909
84. Meyer-Rochow VB. Therapeutic arthropods and other, largely terrestrial, folk-medicinally important invertebrates: a comparative survey and review. *J. Ethnobiol. Ethnomed.* 2017. 13: 1-31. DOI: 10.1186/s13002-017-0136-0
85. Salehi B, Sestito S, Rapposelli S, Peron G, Calina D, Sharifi-Rad M, Sharopov F, Martins N, Sharifi-Rad J. Epibatidine: A Promising Natural Alkaloid in Health, *Biomolecules.* 2018. 23: 10. <https://doi.org/10.3390/biom9010006>
86. Ambarish CN, Sridhar KR. Pill-millipedes (Arthrospira: Sphaerotheriida) of the Western Ghats: a future source of antioxidants? *Int. J. Trop. Insect Sci.* 2015. 35: 117-124. DOI: <https://doi.org/10.1017/S1742758415000132>
87. Ilić B, Unković N, Knežević A, Savković Ž, Ljaljević Grbić M, Vukojević J, Jovanović Z, Makarov S, Lučić L. Multifaceted activity of millipede secretions: Antioxidant, antineurodegenerative, and anti-Fusarium effects of the defensivesecretions of *Pachyiulus hungaricus* (Karsch, 1881) and *Megaphyllum unilineatum* (C. L. Koch, 1838) (Diplopoda: Julida), *PLoS One.* 2019. 14:e0209999. DOI: 10.1371/journal.pone.0209999
88. Voigtländer K, Balkenhol B. Studies on millipede assemblages (Myriapoda, Diplopoda) as influenced by habitat qualities of afforested mine sites. *Nor. J. Entomol.* 2006. 53: 345-360.
89. Nogarol LR, Fontanetti CS. Acute and subchronic exposure of diplopods to substrate containing sewage mud: tissular responses of the midgut, *Micron.* 2010. 41: 239-246. <https://doi.org/10.1016/j.micron.2009.10.009>
90. Steel H, Bert W. Biodiversity of compost mesofauna and its potential as an indicator of the composting potential status, *Dynamic soil, Dynamic plant.* 2012. 2: 45-50. <https://biblio.ugent.be/publication/1996013/file/2007101>
91. Braschler B, Gilgado JD, Zwahlen V, Rusterholz HP, Buchholz S, Baur B. Ground-dwelling invertebrate diversity in domestic gardens along a rural-urban gradient: Landscape characteristics are more important than garden characteristics. *PLoS One.* 2020. 15: e0240061. doi: 10.1371/journal.pone.0240061
92. Gilgado JD. Hidden in plain sight: six millipede species (Myriapoda: Diplopoda) new for the fauna of Switzerland. *Rev. Suisse Zool.* 2020. 127: 249-259. DOI: 10.35929/RSZ.0019
93. Haľková B, Drabová M, Mock A. An annotated checklist of millipede fauna from Slovakia, with ecological and biogeographic characteristics. *Biodivers. Data J.* 2021. 9: e71495. <https://doi.org/10.3897/BDJ.9.e71495>
94. Anitha C, Basil-Rose M.R. Characterization of naturally occurring agglutinin from the midgut of the rusty millipede *Trigoniulus corallines*. *J. Global Trends Pharm. Sci.* 2018. 9: 4968-4977.
95. Roncadori R.W, Duffey SS, Blum MS. Antifungal activity of defensive secretions of certain millipedes. *Mycologia.* 1985. 72: 185-191. <https://doi.org/10.2307/3793067>
96. Xylander W. Antibacterial substances and characteristics of the hemolymph of chilapoda and diplopoda (Myriapoda, Arthropoda). *Soil Organisms.* 2009. 81: 413-429. <https://www.soil-organisms.org/index.php/SO/article/view/37>
97. Billah MK, Kwang D, Adofo C, Olu-Taiwo MA, Pesewu GA. Antibacterial activities of millipede extracts against selected bacterial pathogens. *Journal of Microbiology and Antimicrobial Agents.* 2015. 1: 3-35.
98. Omura H, Kuwahara Y, Tanabe T. 1-octen-3-ol together with geosmin: new secretion compounds from a polydesmid millipede, *Niponia nodulosa*. *J. Chem. Ecol.* 2002. 28: 2601-2612. DOI: 10.1023/a:1021400606217
99. Stanković S, Dimkić I, Vujišić L, Pavković-Lučić S, Jovanović Z, Stević T. Chemical defense in a millipede: evaluation and characterization of antimicrobial activity of the defensive secretion from *Pachyiulus hungaricus* (Karsch, 1881) (Diplopoda, Julida, Julidae), *PLoS ONE.* 2016. 11: e0167249. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0167249> PMID: 27907048
100. Ilić B, Unković N, Čirić A, Glamočlija J, Ljaljević Grbić M, Raspotnj G, Bodner M, Vukojević J, Makarov S. Phenol-based millipede defence: antimicrobial activity of secretions from the Balkan endemic millipede *Apfelbeckia insculpta* (L. Koch, 1867) (Diplopoda: Callipodida). *Sci. Nat.* 2019. 106: 37. DOI: 10.1007/s00114-019-1631-z
101. Pesewu GA, Maxwell KB, Christian A, Douglas K, Olu-Taiwo AM, Osei-Djarberg S. Antibacterial Activities of Millipedes Extracts against Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA). *Am. Int. J. Contemp. Res.* 2015. 2: 1-13.
102. [102] Glukhova AA, Karabanova AA, Yakushev AV, Semenyuk II, Boykova YV, Malkina ND, Efimenko TA, Ivankova TD, Terekhova LP, Efremenkova OV. Antibiotic Activity of Actinobacteria from the Digestive Tract of Millipede *Nedyopus dawydoffiae* (Diplopoda), *Antibiotics.* 2018. 7: 94. <https://doi.org/10.3390/antibiotics7040094>
103. Ngbolua KTN, Ngunde-te-Ngunde S, Tshidibi DJ, Lengbiye ME, Mpiana PT, Ekutsu EG, Munene JJMM, Gbolo ZB, Bongo NG, Nzemu G. Anti-Sickling and Antibacterial Activities of Extracts from a Congolese Diplopod (*Tachypodoiulus* sp., Arthropoda). *J Adv Bot Zool.* 2014. 1: 1-5. <https://doi.org/10.5281/zenodo.913641>
104. Tacoronte Morales JE, Cruel Sigüenza J, Canchingle Bone ME, Bernal Villavicencio C, Cabrera Pedroso MT. Antimicrobial activity of defensive secretions of terrestrial invertebrates (Diplopoda, Spirobolida, *Rhinoecricus*) from the insular neotropics. in: *Proceedings of the 2nd International Electronic Conference on Antibiotics—Drugs for Superbugs: Antibiotic Discovery, Modes of Action And Mechanisms of Resistance*, Med. Sci. Forum. 2022. <https://doi.org/10.3390/eca2022-12729>.
105. Walker CH, Hopkin SP, Sibly RM, Peakall DB. w: Migula P (red.), *Środowisko. Podstawy ekotoksykologii*. Polskie Wydawnictwo Naukowe, Warszawa. 2002. 373 pp.



106. Hobbelen PHF, van den Brink PJ, Hobbelen JF, van Gesten CAM. Effects of heavy metals on the structure and functioning of detritivore communities in a contaminated floodplain area, *Soil Biol. Biochem.* 2006. 38: 1596-1607. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2005.11.010>
107. Draszawka-Bolzan B, Cyraniak E. Circuit heavy metals in nature, *World Scientific News.* 2014. 4: 32-38.
108. Berg MP, Hemerik L. Secondary succession of terrestrial isopod, centipede and millipede communities in grasslands under restoration, *Biol. Fertil. Soils.* 2004. 40: 163-170. DOI: 10.1007/s00374-004-0765-z
109. Grelle C, Fabre M, Lepretre A, Descamps M. Myriapod and isopod communities in soils contaminated by heavy metals in northern France, *Eur. J. Soil Sci.* 2000. 51: 425-433. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2389.2000.00317.x>
110. Nahmani J, Lavelle P. Effects of heavy metal pollution on soil macrofauna in a grassland of Northern France, *Eur. J. Soil Biol.* 2002. 38: 297-300. [https://doi.org/10.1016/S1164-5563\(02\)01169-X](https://doi.org/10.1016/S1164-5563(02)01169-X)
111. Tajovský K. Colonization of colliery spoil heaps by millipedes (Diplopoda) and terrestrial Isopods (Oniscidea) in the Sokolov Region. Czech Republic. *Restor. Ecol.* 2001. 9: 365-369. DOI: 10.1046/j.1526-100X.2001.94005.x
112. Dunger W, Voigtländer K. Soil fauna (Lumbricidae, Collembola, Diplopoda and Chilopoda) as indicators of soil eco-subsystem development in post-mining sites of eastern Germany—a review. *Soil Org.* 2009. 81: 1–51. <https://soil-organisms.org/index.php/SO/article/view/184>
113. Godoy JAP, Fontanetti CS. Diplopods as bioindicators of soils: analysis of midgut of individuals maintained in substrate containing sewage sludge. *Water Air Soil Pollut.* 2010. 210: 389-398. DOI: 10.1007/s11270-009-0261-z
114. Kania G, Lechowski J. Bioaccumulation of some elements in the millipede *Glomeris hexasticha* (Brandt, 1833) (Diplopoda, Glomerida). *J. Elem.* 2014. 19: 155-164. DOI: 10.5601/jelem.2014.19.1.595
115. Kania G. Znaczenie krocionogów (*Diplopoda*) w ekotoksykologii. Czy Diplopoda są bioindykatorami środowiska?, w: Maciąg K, Danielewska A. (red.), *Wybrane zagadnienia z zakresu nauk biologicznych i weterynaryjnych.* Wydawnictwo Naukowe TYGIEL Sp. z o. o., Lublin. 2020. 88-98. <http://bc.wydawnictwo-tygiel.pl/publikacja/2962C5AA-CEDA-7383-E336-20DB1A4FB554>
116. Mekonen S. Soil Fauna as Webmasters, Engineers and Bioindicators in Ecosystems: Implications for Conservation Ecology and Sustainable Agriculture. *Am. J. Life Sci.* 2019. 7: 17-26. doi: 10.11648/j.ajls.20190701.14
117. Nakamura K, Taira J. Distribution of elements in the millipede, *Oxidus gracilis* C. L.Koch (Polydesmida: Paradoxosomatidae) and the relation to environmental habitats. *Bio-Metals*, 2005. 18: 651-658. DOI: 10.1007/s10534-005-4575-z
118. da Silva Souza T, Christofoletti CA, Bozzatto V, Fontanetti CS. The use of diplopods in soil ecotoxicology—a review, *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 2014. 103: 68-73. doi: 10.1016/j.ecoenv.2013.10.025.
119. Tracz H. Diplopoda, Chilopoda i Isopoda w waloryzacji ekosystemów leśnych Leśnego Kompleksu Promocyjnego „Lasy Spalsko-Rogowskie”, *Studia i Materiały Centrum Edukacji Przyrodniczo Leśnej w Rogowie.* 2013. 35: 36-47. <https://cepl.sggw.edu.pl/studia-i-materialy-cepl-31-40/>
120. Tuf IH, Tufová J. Proposal of ecological classification of centipede, millipede and terrestrial isopods faunas for evaluation of habitat quality in Czech Republic, *Čas. Sleš. Muz. Opava*, 2008. 57: 37-44. <http://ekologie.upol.cz/ad/tuf/pdf/papers/Tuf+Tufova2008>

Barbara Nieradko-Iwanicka

Zakład Higieny i Epidemiologii Uniwersytet Medyczny w Lublinie
ul Chodźki 7, 20-093 Lublin
e-mail: barbara.nieradko-iwanicka@umlub.pl