

## Artykuły przeglądowe

### Ekologiczne aspekty biokontroli komarów z wykorzystaniem technik GPS/GIS

### Ecological aspects of mosquito biocontrol with implementation of GPS/GIS

Elżbieta Lonc, Katarzyna Rydzanicz, Piotr Jawień

Zakład Ekologii Drobnoustrojów i Ochrony Środowiska Uniwersytetu Wrocławskiego, ul. Przybyszewskiego 63/77, 51-148 Wrocław

Adres do korespondencji: Elżbieta Lonc; E-mail: elzbieta.lonc@microb.uni.wroc.pl

**ABSTRACT.** Mosquitoes bionomics and vector role as well as integrated control methods with GPS/GIS techniques were presented. Special attention was put on GIS which enables analysis of biological and environmental data generated by GPS (*Global Positioning System*). Combined with data from surveillance and management activities, those techniques provide a powerful tool for the precise analysis of mosquito development, breeding sites, and effective biocontrol effects on maps.

**Key words:** mosquitoes bionomics, mosquito larval habitat mapping, microbial mosquito control

#### Wektorowa rola komarów

Potrzeba stałej kontroli komarów wynika z ich powszechnie znanej uciążliwości w klimacie umiarkowanym, zwłaszcza na terenach popowodziowych oraz dużo groźniejszej wektorowej roli w transmisji wielu niebezpiecznych patogenów, głównie w klimacie subtropikalnym i tropikalnym. Na terenach endemicznych tak poważnych chorób jak: malaria, denga, żółta gorączka, filariozy, czy zapalenia mózgu, żyje ponad 2 mld ludzi. Choroby zakaźne i pasożytnicze powodują 68,2% zgonów w krajach afrykańskich na południe od Sahary, 43,4% zgonów w Indiach i tylko 6,2% w Europie [1]. Z parazytoz, zawlekanych też do Europy i Polski malaria<sup>1</sup>, wywołwana, jak wiadomo przez zarodźce z rodzaju *Plasmodium*, nadal jest najgroźniejszą chorobą transmitowaną przez komary; ponad 40–45% światowej populacji, w tym ponad 40% dzieci jest nara-

żonych na to ryzyko w Afryce [3,4]. Tamże malaria współwystępuje z zakażeniem HIV, a AIDS wymienia się wśród kilku najczęstszych chorób zakaźnych w krajach rozwijających się [5].

W Europie, oprócz zawlekanych przypadków malarii przez ludzi, którzy wracając z wakacji lub podróży zawodowych przywożą zarodźce w swoim organizmie, opisano sytuacje, w których transporterami były zarażone komary [2]. Przedstawiciele Anophelinae ukrywając się w lukach bagażowych lub w przedziałach technicznych i tunelach serwisowych mogą przetrwać lot samolotem. Atakując ludzi, najczęściej w otoczeniu portów lotniczych, komary mogą być źródłem zachorowań na obszarach, gdzie choroby nie występują w sposób naturalny. Udokumentowanym dowodem jest siedem przypadków malarii *P. falciparum*, (odnotowanych w 1994 r. w pobliżu lotniska Charles de Gaulle w Paryżu) u ludzi, którzy nigdy nie odwiedzali tropików. Po-

<sup>1</sup>W Polsce w latach 1994–2006 rocznie notowano od 18 (1994) do 38 (1998) przypadków malarii zawlekanej, zwłaszcza z kontynentu afrykańskiego, głównie wywołwanej przez *Plasmodium falciparum* i *P. vivax* [2].

dobne przypadki miały miejsce na lotnisku Gatwick w Londynie oraz na międzynarodowym lotnisku we Frankfurcie [3]. Dalszy potencjalny rozwój tego najniebezpieczniejszego gatunku zarodźca złośliwego (malaria tropikalna) jest jednak ograniczony izotermą 20°C. Dla porównania zarodźce ruchliwe, *P. vivax* (malaria trzeciaczka/*tertiana*) występują w organizmach komarów na obszarach, gdzie izoterma lata wynosi tylko 16°C. Dodatkowo, poza gatunkami z kompleksu *Anopheles maculipennis* na terenie Europy za potencjalne wektory malarii uważane są także inne gatunki: *An. claviger*<sup>2</sup>, *An. sergentii*, *An. cinereus hispaniola*, *An. algeriensis*, *An. superpictus* i *An. plumbeus* [6]. Według autorów historyczne i nawet wątpliwe doniesienie Seneveta i Andarelli z 1956 r. o europejskim (w Bułgarii) występowaniu *An. sergentii* potwierdzili Coluzzi i Sabatini w 1995 r. donosząc o stanowiskach na Sycylii.

Na terenach tropikalnych, oprócz komarów z rodzaju *Anopheles*, niemającym zagrożeniem są komary z rodzaju *Aedes*, w których występują replikujące się arbowirusy, jak np. wirusy Dengi (DENV) transmitowane do organizmów kręgowców, w tym ludzi. W praktyce oznacza to zagrożenie tą chorobą dla ponad 1,5 mld osób. Znaną są adaptacyjne zdolności wirusów do zimowania w jajach takich gatunków komarów jak *Aedes (Stegomyia) aegypti*. Ryzyko reintrodukcji i transmisji tych chorób wirusowych, podobnie jak malarii przenoszonych przez komary, wzrosło raptownie na przełomie XX i XXI wieku jako następstwo globalizacji [8], a także zmieniających się uwarunkowań klimatycznych [9]. Obecnie również na terenie Europy odnotowano u komarów kilka różnych arbowirusów, np. wirus Sindbis w organizmie *Aedes cinereus*; wirus Zachodniego Nilu – *Culex p. pipiens*; wirusy Tahyna – *Ae. vexans*, *Ochlerotatus caspius*; Inkoo – *Oc. communis*, *Oc. punctator*; Batai – *An. maculipennis* s. l.; Lednice – *Cx. modestus*. Za sprawą importu draceny (*Lucky bamboo*) czy też handlu używanymi oponami z Azji udokumentowana została introdukcja do Europy *Ae. albopictus* – wektora Dengi i wirusa Chikungunya, CHIKV [10–12].

Poligeneracyjne gatunki komarów, głównie z rodzajów *Anopheles*, *Culex*, *Culiseta*, zimujące w stadium imago, są wektorami wirusa Zachodniego Nilu – WNV [13]. Spośród 46 gatunków światowej fauny komarów, z których wyizolowano WNV, aż 12, w tym komar kłujący *Cx. p. pipiens*, występuje w Polsce, jako gatunek pospolity, mogący rozmno-

żyć się do liczebności plagowych. Jak dotychczas w Polsce nie wyizolowano z komarów tego wirusa, jest on jednak stwierdzony na Słowacji, Ukrainie, Białorusi, a także w Czechach [14]. Daje to podstawy by sądzić, iż jest on już obecny na terenie naszego kraju, zwłaszcza, że wykazano swoiste przeciwciała tego wirusa w surowicy wróbla i mazurków z okolic Warszawy [15].

### Kontrola komarów

W zwalczaniu komarów, zarówno w skali światowej, jak i krajowej nadal popularne jest stosowanie środków chemicznych. Te niespecyficzne w działaniu insektycydy często mają skutki uboczne; działając niekorzystnie na organizmy współwystępujące w danym środowisku wywołują też zjawisko oporności wśród owadów będących przedmiotem zwalczania tzw. *target insects*. Pod koniec lat 80. XX w. stosowano na szeroką skalę syntetyczne larwicydy, np. cypermetrynę czy bifentrin, które wykazywały wysoki poziom skuteczności w zwalczaniu larw komarów, ale jednocześnie także dużą toksyczność wobec niektórych wodnych skorupiaków i ryb. Wygodną w praktyce cechą jest natychmiastowy kontaktowy mechanizm działania chemikali, czyli zakłócanie procesów transmisji synaptycznej, jak również brak potrzeby prowadzenia żmudnego środowiskowego monitoringu, nielubianych badań autekologii komarów. Z drugiej strony masowe i systematyczne akcje zwalczania tych owadów, przy użyciu niespecyficznych preparatów chemicznych, zwłaszcza na chronionych obszarach wrażliwych (podmokłych i wilgotnych), a także rozległych terenach popowodziowych, zdaniem wielu autorów, zagrażają w największym stopniu wielu pożytecznym i wilgociolubnym gatunkom, które często współwystępują z komarami w tych biotopach [16]. Narusza to całokształt warunków przyrodniczych i może stanowić przyczynę zubożenia tak cennych ekosystemów wodnych w faunę pożytecznych i nieuciążliwych organizmów, na co zwraca się szczególną uwagę w br. 2010 ogłoszonym przez UNESCO – rokiem różnorodności biologicznej ([www.unesco.pl](http://www.unesco.pl)).

Stąd od kilkudziesięciu lat na Zachodzie, głównie w Stanach Zjednoczonych propaguje się integrowane metody kontroli gatunków uciążliwych oraz wektorowych, w tym komarów, oparte na dominującej roli metod biologicznych [17]. Te coraz częściej mają zastosowanie również w kraju,

<sup>2</sup>Skróty nazw rodzajowych komarów wg Klucza do oznaczania europejskich gatunków [7]

zwłaszcza na terenach pól irygowanych [16,18]. Jak powszechnie wiadomo, strategie biokontroli polegają na umiejętnym ograniczaniu liczebności plagowych gatunków komarów na danym terenie, z wykorzystaniem ich naturalnych wrogów i patogenów. Od kilkadziesiąt lat największe praktyczne znaczenie w biologicznej kontroli komarów mają kryształotwórcze laseczki *Bacillus thuringiensis israelensis* (*Bti*) i *B. sphaericus* (*Bs*), które wytwarzają, oprócz spor, entomopatogenne toksyny będące składnikami licznych larwicydów [19]. Coraz częstsze wykorzystanie tych mikrobiologicznych insektycydów w wielu programach integrowanego zwalczania komarów, realizowanych w Europie (Niemcy, Szwajcaria, Francja, Czechy, Austria, Szwecja czy Włochy), a także w innych strefach klimatycznych (Afryka, Azja), potwierdza ich wysoką skuteczność jak i bezpieczeństwo dla ludzi i środowiska naturalnego [18].

W tych zalecanych obecnie integrowanych metodach zwalczania komarów (jak i innych owadów uciążliwych) skuteczne stosowanie środków biologicznych, zwłaszcza mikrobiologicznych, wymaga określonej procedury [20]. Najistotniejszym jest element stałego monitoringu środowiskowego, głównie entomologicznego [16]. Jego podstawą są zarówno badania systematyczne nad kompleksową bioróżnorodnością fauny komarów, jak i szczegółowa autekologia potencjalnych gatunków wektorowych. Wybór przyjaznej środowisku formy, a zarazem skutecznego sposobu aplikacji biopreparatu zależy w pierwszej kolejności od biologii gatunku, a także jego relacji z otoczeniem, które chronimy [21].

## Bionomia

Z blisko spokrewnionych ze sobą muchówek (Diptera), w podrzędzie długoczułkich (Nematoce-  
ra), tj. Dixidae, Chaoboridae i Culicidae tylko te ostatnie, krwio pijne komary są najczęściej przedmiotem zainteresowania ze względu na uciążliwość i wektorowe znaczenie w transmisji patogenów, w tym pasożytniczych pierwotniaków [7]. W najliczniejszej (ponad 3200 gatunków) podrodziny Culicinae większość zgrupowana jest w kosmopolitycznych rodzajach *Aedes* (ponad 1200 gatunków), *Culex* (ponad 750 gatunków) i niegroźnych dla człowieka *Uranotaenia* (207). Podrodzina Anophelinae obejmuje trzy rodzaje, z których ważny pod względem parazytologicznym *Anopheles* (450 gatunków) jest szeroko rozprzestrzeniony w rejonach neotropikalnym, orientalnym, afrotropikal-

nym, Nearktyce, Palearktyce, a także na terenie Australii. Gatunki z rodzaju *Bironella* występują jedynie na Nowej Gwinei i w tropikalnych rejonach Australii; przedstawiciele *Chagasia* występują tylko w rejonie neotropikalnym [6].

W Polsce, według Kubicy-Biernat i Kowalskiej-Ulczyńskiej [22] występuje niemal połowa (47) spośród 101 gatunków europejskich. Są to przedstawiciele *Anopheles*, *Aedes*, *Culex*, *Culiseta*, *Coquillettia*, *Ochlerotatus*, z których agresywnych wobec człowieka jest 36 gatunków, a 9 może rozmnożyć się do liczebności plagowych [23]. Samice komarów z podrodziny Anophelinae to rozpoznani żywicieli ostateczni oraz wektory groźnych dla człowieka zarodźców malarii – *Plasmodium vivax*, *P. malariae*, *P. falciparum*, *P. ovale*, *P. knowlesi* [24,25]. Jak dotychczas w Europie stwierdzono 17 gatunków komarów z rodzaju *Anopheles*, które występują głównie w południowej części Europy [26]. W Polsce stwierdzono występowanie 5 gatunków *Anopheles*, z których trzy należą do kompleksu *Anopheles maculipennis*: *An. maculipennis* s.s. (Meigen); *An. messae* (Falleroni); *An. atroparvus* (van Thiel), a ponadto *An. claviger* s.s. (Meigen) i *An. plumbeus* (Stephens). Komary *An. maculipennis* s.s., *An. claviger* s.s., a także *An. atroparvus* i *An. messeae* są – z wyjątkiem *P. falciparum* – kompetentnymi wektorami zarodźców malarii, głównie zarodźca ruchliwego *P. vivax*, który występował także na terenie Polski.

Z biologicznego punktu widzenia w zwalczaniu komarów istotne są badania ich cyklu rozwojowego, ponieważ specyficzne mikrobiologiczne preparaty są larwicydami, które wprowadza się do środowiska wodnego, gdzie występują trzy stadia rozwojowe (jajo, larwa i poczwarka); a na lądzie tylko imagines [27]. W praktyce znaczenie ma rozpoznanie i kartowanie miejsc wylęgu. Jaja składane są przez samice w starannie dobranych miejscach – w różnego rodzaju zbiornikach, głównie wody stojącej; wody wolno płynące stwarzają odpowiednie warunki dla rozwoju i bytowania komarów z rodzaju *Anopheles*. Komary, w przeciwieństwie do meszek, nie wybierają zbiorników wodnych o znacznym falowaniu i szybkim nurcie wody, dlatego zostały wyeliminowane z regulowanych rzek, a także ze zbiorników retencyjnych i wszędzie tam, gdzie dzienna fluktuacja wody jest znaczna. Miejscami kontroli mikrobiologicznej larw są więc rozlewiska, kałuże, rowy, wody w przybrzeżnej strefie roślinności stawów i jezior, a nawet niewielkie zbiorniki w dziuplach drzew, tereny okresowo zalewane, np. doliny rzek

w trakcie wiosenno-letnich miesięcy i tymczasowe oraz stałe zbiorniki wodne na terenach łąkowych i leśnych, a także zbiorniki powstałe na skutek działalności człowieka [28]. Z badań autora wynika, że tereny zalewowe są preferowane przez np. *Ae. vexans* czy *Oc. sticticus*. Podmokłe lasy sprzyjają rozwojowi takich gatunków jak np. *Oc. cantans*, *Oc. rusticus*. Zasolone mokradła to tereny, dla których charakterystycznymi gatunkami są np. *Oc. caspius* czy *Oc. detritus*. Pola ryżowe i pola irygowane są doskonałym siedliskiem dla wielu gatunków komarów. Wśród nich, są na przykład: *Oc. caspius*, *Cx. modestus*, *An. maculipennis*<sup>3</sup>, *An. sacharovi*, *Cx. p. pipiens*. Jeziora i stawy są dogodnym miejscem rozwoju komarów z gatunków *An. maculipennis*, *Coquillettidia richardii*, *Cx. modestus*.

Uciążliwe gatunki popowodziowe (*Ae. vexans*, *Oc. sticticus* i *Ae. rossicus*) rozwijają się na obszarach, które charakteryzują się okresowym zalewaniem przez wzbierające wody rzek i tam gdzie występuje wysoki poziom wód gruntowych, np. w dolinach dużych rzek. Ich samice preferują wilgotność, zapewniającą przetrwanie świeżo złożonych jaj, odpowiednią szatę roślinną charakterystyczną dla miejsc cyklicznie zalewanych. Samice *Ae. vexans* wybierają miejsca, gdzie wilgoć utrzymuje się długo, nie składają bowiem jaj bezpośrednio do wody wskutek braku ich adaptacji do utrzymywania się na powierzchni [29,30]. Wiele z tych larw wylęga się z jaj już po pierwszym zalaniu wodą, jednak część pozostaje w osłonkach jajowych do drugiego lub kolejnego zatopienia [7].

Samice z rodzajów *Culex*, *Culiseta*, *Anopheles* i *Mansonia* uzależniają z kolei składanie jaj na powierzchni wody od współistniejących czynników, takich jak zanieczyszczenie wody, nasłonecznienie, ilość dostępnego pożywienia dla larw i szata roślinna [29]. W przypadku kompleksu komara kłującego *Culex pipiens*, preferującego zanieczyszczenie wód, obserwowano zbieżność pomiędzy stanem środowiska a preferencjami żywicielskimi. Antropofilność stwierdzono wśród samic *Cx. pipiens* biotyp *molestus* wykazujących zdolność autogenicznego (bez potrzeby pobierania krwi) składania jaj i osobników powstałych z larw zdolnych do rozwoju w środowisku zanieczyszczonym [31]. Ornitofilność obserwuje się natomiast wśród samic *Cx. pipiens* biotyp *pipiens* wybierających do rozwoju środowiska o mniejszym zanieczyszczeniu. Ich larwy rozwijają się w różnego typu zbiornikach, zarówno zacienio-

nych, jak i nasłonecznionych. Występują w zbiornikach położonych zarówno w sąsiedztwie zabudowań ludzkich, jak i oddalonych. Rozwijają się także w dużych liczebnościach we wszelkiego rodzaju naczyniach wypełnionych wodą opadową, ogrodowych beczkach, a także w porzuconych, zużytych oponach. Środowiskiem życia larw mogą być też wszelkie tymczasowe zbiorniki wodne z roślinnością lub bez niej, a nawet dziury w żywych drzewach.

Dla efektywności biologicznych larwicydów, które działają poprzez spożycie delta-endotoksyn, a nie kontaktowo jak chemiczne insektycydy, istotne znaczenie ma anatomia i fizjologia larw komarów [7]. Jak wiadomo, w beznogim cieiele kilkumilimetrowej larwy najdłuższą częścią jest odwłok, którego tylne segmenty mają cztery skrzela analne służące głównie do regulacji poziomu jonów w organizmie. Zwykle larwy komarów zwisają głową w dół pod powierzchnią wody; larwy Anophelinae ułożone są równolegle do powierzchni wody.

Larwy gatunków *Coquillettidia* i *Mansonia*, żyjące stale pod powierzchnią wody, posiadają zmodyfikowany syfon, którym przebijają zanurzone części roślin by czerpać tlen z tkanki roślinnej (aerenchymy). Larwy te przyjmują pozycję z głową skierowaną w dół i w ten sposób filtrują pokarm z kolumny wody. Dzięki takiemu zachowaniu nie są łatwo rozpoznawane przez drapieżniki, ale nadal są dostępne dla toksyn bakteryjnych zawartych w biopreparatach na bazie *Bti*.

W przeciwieństwie do larw „przytwierdzonych” dostępnejsze dla biokontroli są te wolno żyjące w toni wodnej; pochłaniają bowiem spory i kryształowy entomopatogeny laseczek tak jak pożywienie, którym są różne glony, mikroorganizmy, pierwotniaki, bezkręgowce i detrytus. Na podstawie zachowań żywicielskich można je sklasyfikować na larwy filtrujące lub zjadające zawiesinę, a także larwy przeszukujące toń wodną lub drapieżne. Larwy filtrujące (*Culex*, *Coquillettidia*, podrodzaj *Culiseta* rodzaju *Culiseta*) pobierają pokarm zawieszony w toni wodnej. Odżywiając się zwisają tuż pod powierzchnią wody i filtrują wodę poszukując pokarmu, który będzie pomiędzy powierzchnią a strefą, do której są w stanie sięgnąć głową. Larwy przeszukujące toń wodną (głównie *Aedes/Ochlerotatus*) pobierają pożywienie zawieszony w toni, zeszkobują bądź rozdrabniają cząsteczki, mikroorganizmy, algi i pierwotniaki z powierzchni zanurzonych w wodzie obiektów. Larwy *Anopheles* są w stanie

<sup>3</sup>Niektóre gatunki, jak *Oc. geniculatus* i *An. plumbeus* wybierające do rozwoju larw tak specyficzne miejsca, jak np. dziuple drzew warunkują dokonanie wyboru zmiennością takich czynników jak na przykład długość istnienia takiego typu miejsca rozwojowego.

pobierać pokarm z warstwy mikroorganizmów znajdujących się na granicy wody i powietrza. Larwy odżywiające się w ten sposób mogą pożywiać się nawet małymi częściami roślin i martwych bezkręgowców. Drapieżne larwy z rodzaju *Toxorhynchites*, *Aedes*, *Psorophoras* i *Culex*, które żywią się owadami (często innymi larwami komarów) nie występują w Europie [7].

Działanie larwicydów<sup>4</sup> jest możliwe tylko w ciągu kilku dni, kiedy to larwy przechodzą cztery stadia linienia i zanim osiągną stadium poczwarki. Tempo rozwoju larw Culicinae w znacznym stopniu związane jest z temperaturą. Dla różnych gatunków komarów istnieją różne optima ich rozwoju. Gatunki „pośniewowe” mogą przejść cały cykl rozwojowy w temperaturze 10°C, a przy temperaturze przekraczającej 25°C nie rozwijają się. Dla porównania larwy gatunków popowodziowych jak *Ae. vexans* doskonale się rozwijają w wyższych temperaturach, w krótszym okresie (6–7 dni w temperaturze 30°C). Larwy synantropijnego gatunku *Culex p. pipiens* rozwijają się w szerokim zakresie temperatur (od 10 do 30°C) [7].

Niedostępne dla biokontroli stadium poczwarki – podobnie jak następne imagines – zwykle trwa około dwóch dni. W tym czasie komary nie odżywiają się, ale w przeciwieństwie do większości poczwerek innych gatunków owadów są ruchliwe; są zwykle odporne na wysychanie i tolerują odwodnienie. Trąbki oddechowe, umiejscowione na głowotułowiu, zapewniają niezbędny do życia tlen; *Mansonia* i *Coquillettidia* są wyposażone w zmodyfikowane trąbki pozwalające dotrzeć do aerenchimy w organach podwodnych roślin, z których podobnie jak larwy pobierają tlen. Po zakończeniu rozwoju poczwarka nabiera jednorazowo sporą ilość powietrza, co powoduje jej rozprostowanie i częściowe wystawanie głowotułowia ponad powierzchnię wody. Po pęknięciu chitynowego oskórka dorosły owad wydostaje się na powierzchnię wody i unosi się wykorzystując zjawisko napięcia powierzchniowego, a także unosząc się na wodzie wylinkę. Po wyjściu na powierzchnię dorosłe osobniki prostują nogi i skrzydła; są gotowe do lotu po kilkunastu minutach twardnienia ciała. Imagines w danej populacji wylęgają się w odstępie 1–2 dni nawet, gdy poczwarki są na mieliźnie lub gdy zbiornik, w którym się rozwijały wysechł niemal zupełnie. Samce wylatują pierwsze, ponieważ nie są dojrzałe seksualnie; rotacja męskiego terminalium o 180° trwa jeden dzień [7].

## Kartowanie w zwalczaniu komarów

Kartowanie miejsc rozwoju i rozprzestrzeniania się wektorowych gatunków komarów ma obecnie priorytetowe znaczenie dla skutecznej biokontroli wektorów i zwalczania przenoszonych przez nich chorób. W ekoepidemiologii stosowane od pewnego czasu techniki GPS (*Geographic Positioning System*) oraz system informacji geograficznej (ang. *Geographic Information System – GIS*) pozwalają na szybką lokalizację, pozyskiwanie, gromadzenie, aktualizację, analizowanie i udostępnianie różnorodnych danych (biotycznych i abiotycznych) odniesionych przestrzennie do powierzchni Ziemi [32]. Przetwarzanie tych danych, za pomocą oprogramowania GIS daje możliwość rozwiązywania problemów związanych z biogeograficzną analizą rozmieszczenia, przemieszczania się patogenów, przenoszonych przez stawonogi [33,34].

Wizualizacja na mapach cyfrowych informacji dotyczących zasięgu występowania i migracji wektorowych gatunków komarów i chorób transmisyjnych, głównie malarii jest coraz powszechniejsze. Zou i wsp. [35] wykorzystali analizę geograficznego systemu informacji (GIS) wraz ze zdalną detekcją do lokalizacji i mapowania potencjalnych miejsc rozwoju dla larw komarów gatunku *Cx. tarsalis*, uznawanego za głównego wektora Wirusa Zachodniego Nilu w stanie Wyoming. Tourre i wsp. [36] przedstawił zastosowanie technik zdalnego wykrywania, GPS i GIS, które były wykorzystane do ukazania miejsc potencjalnie zasiedlonych przez *Ae. vexans* i *Cx. poicilipes*, wektorów Gorączki Doliny Ryftowej (RVF – *Rift Valley Fever*) na terenach o dużej liczebności ludności skupiającej się przy niewielkich zbiornikach wodnych w regionie Sahelian w Senegalu. Takie podejście jest pomocne w sytuacji zwalczania nowo introdukowanych komarów. Techniki GIS-u poprzez wizualizację zagrożenia, które przekazuje się stosownym służbom sanitarnym, zmniejszają możliwość rozprzestrzeniania się ryzyka wektorów i patogenów [10]. Zastosowanie tych technik jest uzasadnione z przyczyn ekonomicznych, zwiększa bowiem szybkość działań kontrolnych i ich precyzję, przez co użycie przyjaznych środowisku biopreparatów jest jeszcze bardziej bezpieczne [37]. Przydatność zastosowania technologii GIS w działaniach przeciwko komarom w Integrowanym Programie Kontroli Szkodników udowodnili Çağlar i wsp. [38] w Turcji, gdzie kar-

<sup>4</sup>Przy każdym linieniu głowa powiększa się do rozmiaru charakterystycznego dla danego stadium, podczas gdy ciało larwy rośnie stopniowo. Rozmiar głowy jest dobrym wskaźnikiem morfometrycznym mówiącym o obecnym stadium larwy. Każde linienie jest kierowane przez zmienną koncentrację i oddziaływanie hormonów juwenilnych i ekdyzonu – hormonu linienia.

towaniem objęto około 285 000 ha wokół stolicy Ankary.

System GPS/GIS wykorzystywany jest w rutynowych działaniach *German Mosquito Control Association* (KABS – *Kommunale Aktionsgemeinschaft zur Bekämpfung der Schenakenplage*), organizacji przeprowadzającej regularne prace monitoringu dynamiki rozwoju liczebności popowodziowych gatunków komarów w obrębie miejsc rozwojowych zlokalizowanych wzdłuż ok. 300 km odcinka doliny Renu [39]. Do aplikacji larwicydów często wykorzystywany jest helikopter, przez co niezbędny jest szybki i precyzyjny przepływ informacji o terenie, miejscach rozwojowych komarów oraz zasięgu kontroli. Wszystkie informacje o aktualnych i dotychczasowych działaniach helikoptera są dostępne na specjalnej stronie internetowej Organizacji. Dotyczy to zarówno wskazań konkretnych miejsc wylęgu komarów, gdzie należy dokonać aplikacji larwicydów, jak i dokumentacji w postaci linii obrazujących przeloty helikoptera nad terenem aplikacji. Tak opracowany system daje możliwość wglądu i edycji plików warstw, eksportowania plików o rozszerzeniu \*.kml do programu Google Earth w celu wizualizacji akcji zwalczania.

## Podsumowanie

Komary przystosowane do wielu zróżnicowanych typów środowisk są niełatwym, choć koniecznym obiektem zwalczania ze względu na uciążliwość oraz wektorową rolę w chorobach transmisyjnych, głównie malarii. Zróżnicowane dane ekologiczne dzięki coraz bardziej dostępnym systemom geograficznej informacji (GPS/GIS) służą do opracowania przestrzennego modelu ryzyka pojawiania się i rozwoju gatunków uciążliwych bądź wektorowych, co ułatwia wdrażanie na szerszą skalę skutecznych i bezpiecznych dla środowiska, integrowanych metod ich kontroli. Mapy ekologicznego zagrożenia są jednocześnie bazami danych, które informują w atrakcyjny wizualnie sposób o istniejących miejscach rozwoju komarów, z uwzględnieniem wszystkich istotnych, z punktu widzenia biologicznego zwalczania, parametrach środowiskowych. Techniki GPS/GIS pozwalają na monitorowanie pracy terenowej, precyzyjne określanie położenia pobieranych prób, miejsc rozwoju, typu i dawki użytych insektycydów. Korzystanie z danych przetworzonych w GIS pozwala na łatwiejsze planowanie przedsięwzięć oraz skuteczne działanie.

## Literatura

- [1] Pawłowski Z., Stefaniak J. 2004. Parazytologia kliniczna w ujęciu wielodyscyplinarnym. PZWL, Warszawa.
- [2] Dziębeński T.H. 2008. Sytuacja epidemiologiczna malarii w Polsce – dawniej, obecnie i w przyszłości. *Wiadomości Parazytologiczne* 54: 205-211.
- [3] Knap J.P., Myjak P. 2009. Malaria w Polsce i na świecie – wczoraj i dziś. Wydawnictwo α-medica Press, Bielsko-Biała.
- [4] Lingefensler A., Rydzanicz K., Kaiser A., Becker N. 2010. Mosquito fauna and perspectives for integrated control of urban vector-mosquito populations in southern Benin (West Africa). *Annals of Agricultural and Environmental Medicine* 17: 49-57.
- [5] Siwak E., Kowalczyk-Kot A., Pogorzelska J. 2006. Zimnica współwystępująca z zakażeniem HIV. *Wiadomości Parazytologiczne* 52: 9-11.
- [6] Becker N., Petrić D., Zgomba M., Boase C., Madon M., Dahl C., Kaiser A. 2010. Mosquitoes and their control. Second Edition, Springer.
- [7] Becker N., Petrić D., Boase C., Zgomba M., Lane J., Dahl C., Kaiser A. 2003. Mosquitoes and their control. Kluwer Academic/Plenum Publishers.
- [8] Graczyk T.K., Tamang L., Docy S.C. 2005. Parasitic zoonoses; public health and veterinary perspectives. *Wiadomości Parazytologiczne* 51: 3-8.
- [9] Rydzanicz K., Kiewra D., Lonc E. 2006. Zmiany zasięgu chorób transmitowanych przez komary pod wpływem globalnego ocieplenia klimatu. *Wiadomości Parazytologiczne* 52: 73-83.
- [10] Scholte E.J., Jacobs F., Linton Y.M., Dijkstra E., Fransen J., Takken W. 2007. First record of *Aedes (Stegomyia) albopictus* in the Netherlands. *European Mosquito Bulletin* 22: 5-9.
- [11] Sabatini A., Ranieri V., Trovato G., Coluzzi M. 1990. *Aedes albopictus* in Italia e possibile diffusione della specie nell'area mediterranea. *Parassitologia* 32: 301-304.
- [12] Bonilauri P., Bellini R., Calzolari M., Angelini R., Venturi L., Fallacara F., Cordiolo P., Angelini P., Venturelli C., Merialdi G., Dottori M. 2008. Chikungunya Virus in *Aedes albopictus*, Italy. *Emerging Infectious Diseases* 14: 852-854.
- [13] Kubica-Biernat B., Kruminis-Łozowska W., Stańczak J., Cieniuch S. 2009. Badania nad występowaniem wirusa gorączki Zachodniego Nilu u komarów (Diptera: Culicidae) na wybranych terenach Polski. *Wiadomości Parazytologiczne* 55: 259-263.
- [14] Hubálek Z., Halouzka J. 1999. West Nile Fever – a reemerging mosquito-borne viral disease in Europe. *Emerging Infectious Diseases* 5: 643-650.
- [15] Knap J.P., Kubica-Biernat B. 2003. Czy Gorączka Zachodniego Nilu (WNF) dotarła do Polski? Stanowisko zespołu ekspertów powołanych przez Głównego Inspektora Sanitarnego. *Przegląd Epidemiologicz-*

- ny 57: 399-404.
- [16] Lonc E., Rydzanicz K., Gomułkiewicz B. 2004. Monitoring środowiskowy i zwalczanie miejskich populacji komarów Culicinae (Diptera: Culicidae) we Wrocławiu. *Wiadomości Parazytologiczne* 50: 571-578.
- [17] Lonc E., Rydzanicz K. 1999. Wprowadzenie do biologii warunkującej środowiskowe zwalczanie komarów. *Wiadomości Parazytologiczne* 45: 431-448.
- [18] Rydzanicz K., Lonc E., Kiewra D. 2008. Organizacja integrowanego programu zwalczania komarów na terenie wrocławskich Pól Irygowanych. W: *Stawonogi. Oddziaływanie na żywiciela*. (Red. A. Buczek, Cz. Błaszak, Akapit, Lublin: 281-288.
- [19] Lonc E., Andrzejczak S. 2005. Bioróżnorodność toksyn *Bacillus thuringiensis* ich zastosowanie. *Postępy Mikrobiologii* 44: 253-263.
- [20] Rydzanicz K., Lonc E., Becker N. 2009 Current procedures of integrated urban vector-mosquito control as an example in Cotonou (Benin, West Africa) and Wrocław area (Poland). *Wiadomości Parazytologiczne* 55: 335-340.
- [21] Rydzanicz K., Kiewra D. 2009. Różnorodność form i metod aplikacji mikrobiologicznych insektycydów. *Biuletyn Polskiego Stowarzyszenia Pracowników Dezynfekcji, Dezynsekcji i Deratyzacji* 1: 9-13.
- [22] Kubica-Biernat B., Kowalska-Ulczyńska B. 2006. Fauna komarów (Diptera: Culicidae) Mierzei Wiślanej. W: *Stawonogi. Środowisko, patogeny i żywicieli*. (Red. A. Buczek, Cz. Błaszak). Wydawnictwo Koliber, Lublin: 61-66.
- [23] Kubica-Biernat B. 1999. Distribution of mosquitoes (Diptera: Culicidae) in Poland. *European Mosquito Bulletin* 5: 1-17.
- [24] Vythilingam I., Tan C.H., Asmad M., Chan S.T., Lee K.S., Singh B. 2006. Natural transmission of *Plasmodium knowlesi* to humans by *Anopheles latens* in Sarawak, Malaysia. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 100: 1087-1088.
- [25] Galinski M.R., Barnwell J.W. 2009. Monkey malaria kills four humans. *Trends in Parasitology* 25: 200-204.
- [26] Kubica-Biernat B. 2005. Malaria i jej wektory w Polsce. W: *Stawonogi – różnorodność form i oddziaływań*. (Red. A. Buczek, Cz. Błaszak). Wydawnictwo Koliber, Lublin: 281-287.
- [27] Service M. 2008. Medical entomology for students. Cambridge University Press.
- [28] Becker N. 1997. Microbial control of mosquitoes: management of the Upper Rhine mosquito population as a model programme. *Parasitology Today* 13: 485-487.
- [29] Becker N. 1989. Life strategies of mosquitoes as an adaptation to their habitats. *Bulletin of the Society for Vector Ecology* 14: 6-25.
- [30] Skierska B. 1971. Klucze do oznaczania owadów Polski. Część XXVIII. Muchówki-Diptera. Zeszyt 9a. Komary-Culicidae. Larwy i poczwarki (z uwzględnieniem jaj niektórych gatunków). PWN, Warszawa.
- [31] Rettich F. 2006. Mosquito in the urban environment in Czech Republic. Materiały konferencyjne 15th European SOVE Meeting of Society of Vector Ecology. 10-14.04.2006, Serres, Greece.
- [32] Longley P.A., Goodchild M.F., Maguire D.J., Rhind D.W. 2006. GIS. Teoria i praktyka. Wydawnictwo Naukowe PWN.
- [33] Lonc E., Kiewra D., Rydzanicz K., Żyszkowska W. 2007. Czasoprzestrzenna analiza występowania dolnośląskich gatunków komarów i kleszczy z zastosowaniem GIS. *Wiadomości Parazytologiczne* 53: 147.
- [34] Kiewra D., Lonc E., Żyszkowska W., Rydzanicz K. 2008. Rozprzestrzenienie kleszczy *Ixodes ricinus* w Masywie Ślęży (Dolny Śląsk) – mapowanie i wizualizacja danych środowiskowych z zastosowaniem GIS. W: *Stawonogi. Oddziaływanie na żywiciela*. (Red. A. Buczek, Cz. Błaszak), Akapit, Lublin: 81-86.
- [35] Zou L., Miller S.N., Schmidtman E.T. 2006. Mosquito larval habitat mapping using remote sensing and GIS: implications of coalbed methane development and West Nile Virus. *Journal of Medical Entomology* 43: 1034-1041.
- [36] Tourre Y.M., Lacaux J.P., Vignolles C., Ndione J.A., Lafaye M. 2008. Mapping of zones potentially occupied by *Aedes vexans* and *Culex poicilipes* mosquitoes, the main vectors of Rift Valley fever in Senegal. *Geospatial Health* 3: 69-79.
- [37] Çağlar S.S., Karacaoğlu Ç. 2009. The use of GIS tools in vector control programs; management and scientific research. Materiały konferencyjne 5th European Mosquito Control Association Workshop. 09-13.03.2009, Turin, Italy.
- [38] Çağlar S.S., Karacaoğlu Ç. 2008. GIS-based integrated pest control in Ankara Metropolitan City. Materiały konferencyjne 16th European Society for Vector Ecology Conference 2008. 25-28.03.2008, Cambridge, United Kingdom.
- [39] Hoffmann K., Schorr T., Becker N. 2009. Using Internet GIS to support the management of helicopter applications in a decentralized organizational structure. Materiały konferencyjne 5th European Mosquito Control Association Workshop. 09-13.03.2009, Turin, Italy.

Wpłynęło 11 czerwca 2010

Zaakceptowano 12 października 2010