LECZENIE RAN 2018;15(3):153–159
© Evereth Publishing, 2018

! *Artykuł jest dostępny na zasadzie dozwolonego użytku osobistego. Dalsze rozpowszechnianie (w tym umieszczanie w sieci) jest zabronione i stanowi poważne naruszenie przepisów prawa autorskiego oraz grozi sankcjami prawnymi.*

DARIUSZ BAZALIŃSKI[1, 2] | MAGDALENA KARNAS[3] | MAGDALENA WOŁKOWICZ[4] | MARIA KÓZKA[5] | PAWEŁ WIĘCH[2]

ZASTOSOWANIE LARW *LUCILIA SERICATA* W OCZYSZCZANIU RAN PRZEWLEKŁYCH – OPIS TRZECH PRZYPADKÓW

THE USE OF *LUCILIA SERICATA* LARVAE IN CHRONIC WOUND DEBRIDEMENT – A REPORT OF THREE CASES

STRESZCZENIE: Terapia z zastosowaniem larw – obok chirurgicznej nekrektomii – jest efektywną i bezpieczną metodą usuwania tkanki martwiczej. Skuteczne oczyszczanie to niezbędny warunek ułatwiający ocenę rany, zmniejszający ryzyko zakażenia i usprawniający cały proces gojenia. Celem niniejszej pracy była ocena skuteczności zastosowania larw *Lucilia sericata* w oczyszczaniu ran przewlekłych o różnej etiopatogenezie w warunkach opieki domowej. W niniejszej pracy przedstawiono trzech pacjentów z rozpoznanymi ranami przewlekłymi o powierzchni każda minimum 50 cm^2 i głębokości III/IV° według klasyfikacji NPUAP – dwie odleżyny oraz owrzodzenie podudzia typu mieszanego. W warunkach domowych dokonano aplikacji larw. Obserwację i interwencję prowadzono w okresie 48–72 godzin, kontroli dokonywano raz na dobę (co 24 godziny). W każdym przypadku zastosowania kolonii larw *L. sericata* uzyskano oczyszczenie rany z tkanki martwiczej w zakresie 70–90% w przeciągu 48–72 godzin, odnotowując jedynie krwawienie i podrażnienia naskórkowe związane z działaniem larw w obrębie rany. Cechy wzmożonego ziarninowania zaobserwowano u każdego z pacjentów. Oczyszczanie ran z wykorzystaniem larw *Lucilia sericata* w zaprezentowanych przypadkach skróciło okres eliminacji tkanki martwiczej i przyspieszyło proces ziarninowania. Metoda ta jest skuteczna, bezpieczna, prosta w zastosowaniu i ekonomiczna w porównaniu z innymi technikami leczniczymi. Wymaga jednak doświadczenia oraz akceptacji pacjenta i jego opiekunów.

SŁOWA KLUCZOWE: *Lucilia sericata*, oczyszczanie rany, rany przewlekłe

ABSTRACT: Along with surgical necrectomy, larval debridement therapy is an effective and safe method of removing necrotic tissue. Sufficient wound cleansing is a necessary condition for accelerating the healing process, lowering the risk of infection and assessing the condition of the wound. The objective of the study was to evaluate the efficacy of using *Lucilia sericata* larvae to debride chronic wounds of various etiopathogenesis in the home-care setting. The study material consisted of three patients with chronic wounds, each wound covering a minimum of 50 cm^2 and evaluated as stage 3 or 4 according to the NPUAP classification. Two pressure ulcers and a mixed-type ulcer of the lower limb were analyzed. The maggots were applied to the wounds in the home-care setting. Observations and interventions were carried out during a time period of 48–72 hours, with follow up visits every 24 hours. Around 70–90% of the wound's surface was cleansed of necrotic tissue within 48–72 hours in each patient. No complications other than bleeding and epidermis irritation resulting from the physical action of the maggots were noted. Wound granulation increased in each of the patients. The use of *L. sericata* larvae as a means of debridement reduces the time needed to clean the wound of necrotic tissue and accelerates the process of granulation. This method is comparatively safe, effective, easy to use and cost-effective. However, it requires experience on the part of the medical practitioner and the acceptance from the patient and his or her caretakers.

KEY WORDS: chronic wounds, *Lucilia sericata*, wound debridement

1 Szpital Specjalistyczny – Podkarpacki Ośrodek Onkologiczny im. ks. B. Markiewicza w Brzozowie
2 Instytut Pielęgniarstwa i Nauk o Zdrowiu Wydziału Medycznego Uniwersytetu Rzeszowskiego
3 Nowe Techniki Medyczne Szpital Specjalistyczny im. św. Rodziny w Rudnej Małej
4 Oddział Chirurgii Urazowo-Ortopedycznej Szpitala Miejskiego im. Jana Pawła II w Rzeszowie
5 Zakład Pielęgniarstwa Klinicznego Wydziału Nauk o Zdrowiu Uniwersytetu Jagiellońskiego w Krakowie Collegium Medicum

DARIUSZ BAZALIŃSKI
Instytut Pielęgniarstwa i Nauk o Zdrowiu, Wydział Medyczny, Uniwersytet Rzeszowski, al. mjr. W. Kopisto 2, 35-310 Rzeszów, e-mail: darek.bazalinski@wp.pl

Wpłynęło: 07.08.2018
Zaakceptowano: 28.08.2018
DOI: dx.doi.org/10.15374/LR2018017

Artykuł jest dostępny na zasadzie dozwolonego użytku osobistego. Dalsze rozpowszechnianie (w tym umieszczanie w sieci) jest zabronione i stanowi poważne naruszenie przepisów prawa autorskiego oraz grozi sankcjami prawnymi.

WSTĘP

Oczyszczanie rany ze współistniejącą tkanką nekrotyczną uznaje się za kluczowy element w procesie jej leczenia [1, 2]. Skuteczne oczyszczenie sprzyja gojeniu poprzez zwiększenie aktywności fagocytarnej leukocytów i prężności tlenu w ranie, zapewniając optymalne warunki regeneracji uszkodzonych struktur. Zmniejsza to również ryzyko zakażenia (zarówno miejscowego, jak i ogólnego), ułatwia ocenę rany oraz umożliwia dokonanie chirurgicznego przeszczepu skóry lub zastosowanie innych terapeutycznych metod wspomagających zamykanie się ubytku [3, 4]. Oczyszczenie rany (ang. tissue debridement), jako pierwszy krok w systemie TIME, można uzyskać z wykorzystaniem metody:

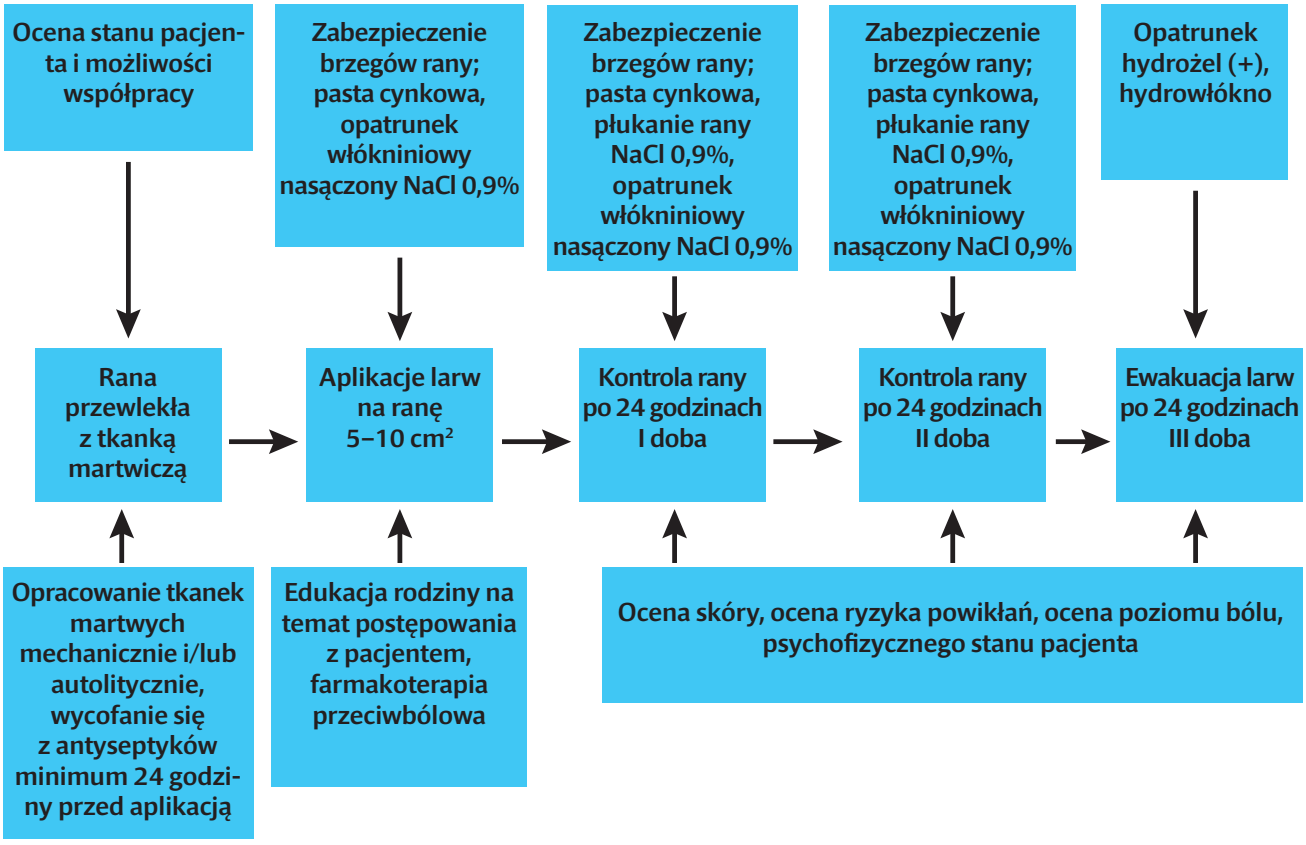
- chirurgicznej – polegającej na wycinaniu za pomocą skalpela i/lub nożyczek zdemarkowanej tkanki martwiczej z loży rany;
- zachowawczej – opierającej się na wykorzystaniu metody autolizy, polegającej na stosowaniu wilgotnych opatrunków specjalistycznych (hydrożele, hydrokoloidy, hydrowłókna), oczyszczania mechanicznego (gąbki Wound Pad®) oraz enzymatycznego (maść Iruxol® Mono) [5].

Wybór metod oczyszczania rany lub sposób ich łączenia w czasie i miejscu jest uwarunkowany: lokalizacją ubytku, głębokością uszkodzenia struktur tkankowych, ilością wysięku oraz ogólnym stanem chorego. Pod uwagę należy brać również potencjalny czas oczyszczenia rany, całkowity koszt terapii oraz preferencje pacjenta [3].

W sytuacjach, w których nie jest możliwe chirurgiczne oczyszczenie rany, a usunięcie tkanki nekrotycznej jest konieczne, zalecane jest zastosowanie terapii larwami *Lucilia sericata* (ang. larval debridement therapy – LDT) [6]. Metoda ta jest efektywną i bezpieczną techniką usuwania tkanki martwiczej, zwłaszcza w przypadku potwierdzonej penetrującej głębokiej martwicy, która nie poddaje się mechanicznej ewakuacji przy wykorzystaniu tradycyjnych technik [7].

W 2004 roku Agencja Żywności i Leków (ang. Food and Drug Administration – FDA) sklasyfikowała larwy *L. sericata* jako dostępne i rekomendowane leki w leczeniu ran przewlekłych, które muszą spełniać ścisłe wymagania nadzoru farmaceutycznego, posiadając wymagane certyfikaty jakości [6]. Na bezpieczeństwo i skuteczność larwoterapii ma wpływ kontrola hodowli, chemiczna dezynfekcja oraz bezpieczny transport z utrzymaniem właściwych warunków otoczenia. Młode larwy wymagają pożywienia, wody i tlenu. Od momentu transportu do nałożenia opatrunku na ranę nie powinno upłynąć więcej niż 24 godziny. Opóźnienia w dostawie, brak pożywienia i wahania temperatury zmniejszają możliwości żerne larw oraz czas ich przeżycia [7].

Terapia LDT opiera się na działaniu mechanicznym i biochemicznym. Działanie mechaniczne związane jest



Ryc. 1. Algorytm przygotowania i prowadzenia terapii larwami *L. sericata* omawianych przypadków.

© Evereth Publishing, 2018

! *Artykuł jest dostępny na zasadzie dozwolonego użytku osobistego. Dalsze rozpowszechnianie (w tym umieszczanie w sieci) jest zabronione i stanowi poważne naruszenie przepisów prawa autorskiego oraz grozi sankcjami prawnymi.*

z usuwaniem przez larwy martwej tkanki oraz z ich pełzaniem po obszarze rany, które stymuluje wzrost ziarniny i pobudza angiogenezę. Ruch *L. sericata* wspomagają rzęski na jej ciele, a także żuchwa zawierająca drobne haczyki. Enzymy trawienne wytwarzane i wydzielane przez larwy swoim działaniem przypominają trypsynę i chymotrypsynę. Metaloproteinazy macierzy pozakomórkowej (ang. matrix metalloproteinase – MMP) skutecznie rozkładają białko. Wzrost bakterii w ranie zostaje zredukowany lub zahamowany z powodu zmiany pH na bardziej zasadowe [8]. Martwica obecna w ranie zostaje upłynniona, dzięki czemu *L. sericata* łatwiej ją pochłania. Dodatkowo dezoksyrybonukleaza produkowana przez larwy posiada zdolność rozkładania DNA drobnoustrojów oraz DNA ludzkiego zawartego w tkankach martwiczych. Ogranicza to dalszy rozwój biofilmu [9]. Aspekt dezynfekcji ran poprzez czynniki biochemiczne larw *Lucilia sericata* jest wciąż tematem badań, podobnie jak stworzenie transgenicznego szczepu larw tych owadów, który – poza właściwościami naturalnymi – produkowałby i wydzielał ludzki czynnik wzrostu [10, 11].

OPIS PRZYPADKÓW

W niniejszej pracy przedstawiono trzech pacjentów z ranami przewlekłymi (dwie odleżyny oraz owrzodzenie podudzia typu mieszanego) o powierzchni minimum 50 cm^2 i głębokości III/IV° według klasyfikacji NPUAP (ang. National Pressure Ulcer Advisory Panel), u których do oczyszczenia ran wykorzystano larwy *Lucilia sericata*.

Każda z ran spełniała kryteria rany przewlekłej określone przez Polskie Towarzystwo Leczenia Ran (PTLR). Również w każdym przypadku przed aplikacją larw wykonano opracowanie chirurgiczne (usunięcie strupa martwiczego) w warunkach domowych. Obserwację i interwencję prowadzono w okresie 48–72 godzin, kontroli dokonywano raz na dobę (co 24 godziny). Algorytm przygotowania rany i aplikacji larw przedstawiono na Ryc. 1.

U pacjentów wykorzystano larwy gatunku *Lucilia sericata* z hodowli firmy Biollab w ilości 100 sztuk w jednym opakowaniu na ranę. Każdy z pacjentów wyraził pisemną zgodę na zastosowanie terapii – wypełnił i podpisał autorski kwestionariusz, który równocześnie spełniał funkcje edukacyjne związane z najistotniejszymi wskazówkami dotyczącymi LDT oraz zawierał telefon kontaktowy do osoby odpowiedzialnej za prowadzone leczenie.

PRZYPADEK 1.

Kobieta (lat 82) objęta opieką hospicyjną domową z powodu postępującej nieleczonej stenozy rdzenia kręgowego w odcinku piersiowym z porażeniem wiotkim, bez cech spastyki; brak dolegliwości bólowych oraz parestezji w obrębie kończyn dolnych. Niezdolna do samoopieki (Barthel 0 punktów), przytomna, zorientowana. Pacjentka miała wytworzoną tracheostomię, zachowaną własną czynność oddechową, okresowo była wentylowana mechanicznie. Żywiona drogą gastrostomii odżywczej z wykorzystaniem diety przemysłowej (1500 kcal) oraz suplementacji preparatami Protifar® i Cubitan®. Wykorzystywano u niej materac zmiennociśnieniowy rurowy. Parametry biochemiczne krwi niezadowalające: HGB – 5,7 mmol/l (norma: 7,5–10 mmol/l), albuminy – 30,9 g/l (norma: 35–52 g/l), CRP – 120 mg/l (norma: poniżej 5 mg/l). U pacjentki potwierdzono trzy piorunujące odleżyny w okolicy krzyżowej oraz krętarza prawego i lewego o powierzchni 50 cm^2 każda, według klasyfikacji RYB (ang. Red – Yellow – Black) żółto-czarne z cechami podminowania skóry, III/IV° według NPUAP. Wstępnie były leczone z zastosowaniem metody autolizy i jednorazowej interwencji chirurgicznej w warunkach domowych. Biorąc pod uwagę uszkodzenie dużego stopnia struktur tkankowych oraz ranę okolicy krzyżowej i krętarza prawego, kobieta została zakwalifikowana do oczyszczenia larwami. Pacjentce oraz jej rodzinie wyjaśniono cel i zasady wykorzystania terapii biologicznej; niechętni i pełni obaw wyrazili zgodę na zaproponowane leczenie. Terapię rozpoczęto od chirurgicznego opracowania odwarstwionych tkanek na prawym krętarzu. Ranę nawilżono roztworem NaCl 0,9% na 24 godziny przed aplikacją larw, jednocześnie wycofując się ze stosowania preparatów zawierających substancje antyseptyczne (Ryc. 2). Larwy zaaplikowano bezpośrednio do loży rany, zaopatrując brzegi pastą cynkową. Całość zabezpieczono opatrunkiem włókninowym, umocowanym plastrem Omnifix®. Kontroli dokonywano w sekwencji co 24 godziny. W dniu usunięcia opatrunku kolonia larw była zdrowa, żerna, 75% przeżyło do ewakuacji. W trakcie terapii nie odnotowano powikłań. W ciągu trzech dni leczenia larwami oczyszczono ponad 70% powierzchni rany, uwidoczniając uszkodzony aparat więzadłowy stawu biodrowego (Ryc. 2). Ze względu na rozwijającą się ropowicę stawu biodrowego dalsze leczenie prowadzono z wykorzystaniem terapii kontrolowanym podciśnieniem (ang. negative-pressure wound therapy – NPWT).

PRZYPADEK 2.

Kobieta (lat 47) częściowo wydolna samoopiekuńczo (Barthel – 40 punktów), stan po leczeniu ostrej białaczki szpikowej ze wstrząsem septycznym i niewydolnością nerek w wywiadzie. Depresja w przebiegu choroby nowotworowej, obecnie w trakcie remisji całkowitej. U pacjentki występowała odleżyna okolicy krzyżowej o wielkości 5×10 cm, według klasyfikacji RYB rana żółta, wysięk skąpy. Odleżyna została wstępnie oczyszczona ze strupa martwiczego na oddziale hematologii. W ocenie mikrobiologicznej *Citrobacter freundii* (4+), w warunkach szpitalnych wdrożono leczenie zgodnie z antybiogramem. Pacjentka została wypisana ze szpitala z raną

© Evereth Publishing, 2018

Artykuł jest dostępny na zasadzie dozwolonego użytku osobistego. Dalsze rozpowszechnianie (w tym umieszczanie w sieci) jest zabronione i stanowi poważne naruszenie przepisów prawa autorskiego oraz grozi sankcjami prawnymi.

Ryc. 2. Odleżyna okolicy krętarza prawego w trakcie 72 godzin obserwacji. A. Stan wyjściowy. B. II doba po zaaplikowaniu larw (wybujała ziarnina w ranie). C. Oczyszczenie 70% rany, uszkodzenie aparatu więzadłowego stawu biodrowego.

Ryc. 3. A. Odleżyna okolicy krzyżowej. B. II doba po zaaplikowaniu larw (skupienie larw w obszarze głębokiej tkanki martwiczej). C. Oczyszczenie 90% rany, uszkodzenie do kości krzyżowej, bez cech uszkodzenia kości.

odleżynową okolicy krzyżowej, z zaleceniami opieki w miejscu zamieszkania. W warunkach domowych dokonano ponownego oczyszczenia rany, stwierdzono uszkodzenie w obrębie mięśni pośladkowych drążące do kości krzyżowej. Założono, że oczyszczenie rany za pomocą opatrunków będzie trwało kilkanaście tygodni, a stosowanie autolizy w tym przypadku będzie się wiązało z dużym ryzykiem infekcji ogólnoustrojowej. Zaproponowano pacjentce oczyszczenie rany larwami *L. sericata*. Nie wykonywano oceny mikrobiologicznej ze względu na brak cech infekcji, nie prowadzono leczenia farmakologicznego ogólnego. Chora była pozytywnie nastawiona do zaproponowanej metody terapii. Bezpośrednio do loży rany zaaplikowano 100 larw, brzegi zaopatrując pastą cynkową. Ranę całościowo zabezpieczono opatrunkiem włókninowym, umocowanym plastrem Omnifix®. Kontroli dokonywano zgodnie z przyjętym protokołem w sekwencji co 24 godziny. W dniu usunięcia opatrunku kolonia larw była zdrowa, żerna, 50% przeżyło do ewakuacji (Ryc. 3). W trakcie terapii nie odnotowano powikłań. W ciągu trzech dni leczenia *L. sericata* oczyszczono ponad 80% powierzchni rany, uwidoczniając nieuszkodzoną kość krzyżową. Dalsze leczenie rany prowadzono z wykorzystaniem opatrunków specjalistycznych Suprasorb G® i Aquacel Ag®.

PRZYPADEK 3.

Kobieta (lat 75) częściowo wydolna samoopiekuńczo (Barthel – 40 punktów) została zakwalifikowana do opieki długoterminowej. W wywiadzie choroba nowotworowa (szpiczak mnogi). Od 2014 roku pacjentka była leczona w trybie ambulatoryjnym. Z powodu migotania przedsionków przyjmowała Revlimid® 1×15 mg oraz Xarelto® 1×20 mg. Od kilku miesięcy u kobiety obecne było owrzodzenie w obrębie dolnej części podudzia prawego – kontrola histopatologiczna w lutym 2018 roku (bez zmian). Obecne były cechy zakażenia rany. Według klasyfikacji RYB rana żółta, o wymiarze 10×15 cm, wysięk obfity, III° według NPUAP. W obrębie samej rany oraz skóry wokół występowała bolesność, cechy złuszczenia i zaczerwienienia; kończyna obrzęknięta. Rana zaopatrywana była opatrunkami specjalistycznymi bez dodatku antyseptyku. Zalecono przejście na opatrunki UrgoClean Ag® i UrgoTul Ag® z sekwencją zmiany co 2 dni. Pobrano wymaz z rany, uzyskując w posiewie obecność drobnoustroju *Proteus mirabilis*. Wdrożono leczenie chemioterapeutykiem doustnym (Ciprofloxacin® 2×500 mg przez 10 dni oraz Biseptol® 2×960 mg przez okres 4 tygodni), zgodnie z wynikami antybiogramu. Przez dwa tygodnie nieskutecznie prowadzono terapię opatrunkami specjalistycznymi, oczyszczając chirurgicznie ranę. Chorej zaproponowano larwoterapię pomimo bolesności w ranie ocenianej przez nią na 4–5 punktów według VAS/NRS (ang. Visual Analogue Scale/Numerical Rating Scale). Pacjentce oraz jej rodzinie wyjaśniono cel i zasady wykorzystania terapii biologicznej. Pomimo obaw kobieta wyraziła zgodę na zastosowanie zaproponowanego leczenia. Na 24 godziny przed aplikacją larw wycofano się z opatrunków

© Evereth Publishing, 2018

Artykuł jest dostępny na zasadzie dozwolonego użytku osobistego. Dalsze rozpowszechnianie (w tym umieszczanie w sieci) jest zabronione i stanowi poważne naruszenie przepisów prawa autorskiego oraz grozi sankcjami prawnymi.

z antyseptykiem, nie odstawiono jednak chemioterapeutyku (Biseptol®). Zmodyfikowano podaż leków przeciwbólowych, które pacjentka na stałe przyjmowała. Brzegi rany zabezpieczono pastą cynkową. Po zaaplikowaniu larw na ranę nałożono opatrunek nasączony NaCl 0,9%, następnie opatrunek włókninowy oraz bandaż elastyczny o stopniu kompresji nieprzekraczającym 15 mmHg. W trakcie 48-godzinnej terapii odnotowano krwawienie z rany (Xarelto® w wywiadzie) oraz podrażnienie zdrowego naskórka w obrębie górnego bieguna. W ciągu dwóch dni rana została oczyszczona z tkanki martwiczej, czego nie udało się uzyskać z zastosowaniem klasycznych opatrunków specjalistycznych i działań chirurgicznych. W dniu zdjęcia opatrunku kolonia larw była zdrowa, żerna, 75–80% przeżyło do ewakuacji (Ryc. 4).

OMÓWIENIE

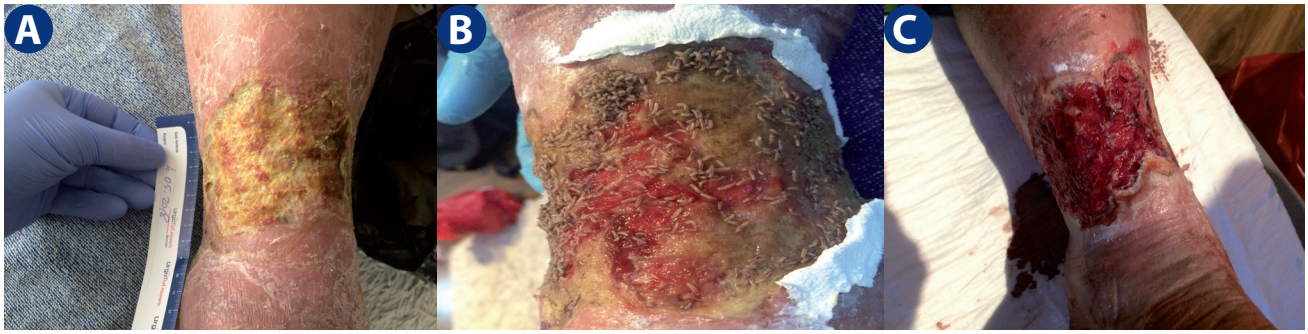
Rany trudno gojące się są jednym z wiodących problemów współczesnej medycyny. Współistnienie schorzeń przewlekłych oraz negatywnych czynników psychospołecznych wydłuża czas gojenia rany nawet o kilkanaście miesięcy, współwystępujący progres infekcji i niedokrwienia predysponuje do martwicy dużego obszaru tkanek miękkich, co może w efekcie końcowym prowadzić do amputacji kończyny. W niniejszej pracy zaprezentowano własną metodę oczyszczania ran z tkanek nekrotycznych – terapię larwami, będącą kontrolowaną, terapeutyczną wersją muszycy (*myiasis*) [12]. Do biochirurgii najczęściej używa się larw muchówek z rodziny plujkowatych, gatunku *Lucilia sericata* (mucha zielona), z uwagi na żerowanie ich jedynie na martwiczych tkankach (nekrofagi) oraz możliwość sterylizacji jaj [13].

Wskazania do stosowania terapii biologicznej stanowią różnej etiologii rany zakażone i martwicze, w przypadku których standardowe leczenie chirurgiczne nie jest możliwe czy zalecane lub przewiduje się jego względnie niskie korzyści dla pacjenta. Zwykle są to: obszary przewlekle niegojącej się skóry i tkanki podskórnej z obecnością nekrozy, odleżyny z penetrującą głęboką martwicą, zastoinowe owrzodzenia żylne, uszkodzenia tkanek w przebiegu zespołu stopy cukrzycowej (ZSC) oraz rzadko owrzodzenia nowotworowe [14]. W uzasadnionych przypadkach larwoterapia może być również z powodzeniem stosowana w leczeniu oparzeń i ran urazowych niewymagających pilnej interwencji chirurgicznej [15]. LDT służy także jako narzędzie diagnostyczne. Określając czas żywienia się larw, można oszacować względną ilość martwej tkanki znajdującej się w ranie [14].

Najistotniejszym przeciwwskazaniem do stosowania terapii z wykorzystaniem larw jest rana bez obecności tkanek martwiczych, kwalifikująca się do leczenia metodami tradycyjnymi z zastosowaniem odpowiednio dobranych opatrunków specjalistycznych. Larwy *L. sericata* nie są w stanie rozpuścić zbitej i twardej powierzchni, jaką stanowi martwiczy strup. Przeszkodą są również niektóre lokalizacje: okolice brzucha (zwłaszcza rany drążące do narządów wewnętrznych i/lub położone blisko dużych naczyń krwionośnych), obszary górnego odcinka przewodu pokarmowego, dróg oddechowych oraz okolice oczu. Larwoterapii nie wykorzystuje się u osób z alergią na zidentyfikowane substancje chemiczne produkowane przez larwy oraz produkty stosowane do ich hodowli (białka soi, drożdże piwne).

W trzech zaprezentowanych przypadkach przed przystąpieniem do aplikacji kolonii larw, na około 24 godziny przed czynnościami właściwymi, martwicę zmiękczano opatrunkami nasączonymi 0,9% NaCl i nie stosowano środków antyseptycznych oraz dokonywano opracowania chirurgicznego tkanek martwych.

U osób ze stwierdzonymi zaburzeniami krzepnięcia oraz przyjmujących leki przeciwzakrzepowe odstępuje się od wdrożenia LDT lub prowadzi się terapię pod ścisłą kontrolą [16]. W trzecim z zaprezentowanych przypadków – prócz dolegliwości bólowych – istniało duże ryzyko krwawienia ze względu na przyjmowane przez pacjentkę na stałe leki przeciwzakrzepowe (Xarelto®). Mimo wystąpienia krwawienia po 24 godzinach leczenia, spektakularny efekt końcowy dowiódł, że warto było podjąć decyzję o wdrożeniu larwoterapii. W badaniach przeprowadzonych przez Steenvoorde i wsp. na grupie 101 osób wykazano, że słabsze efekty leczenia larwami uzyskuje się u chorych zaawansowanych



Ryc. 4. A. Owrzodzenie przednio-przyśrodkowej goleni w trakcie 48 godzin obserwacji. B. I doba po zaaplikowaniu larw. C. II doba po zaaplikowaniu larw, oczyszczenie 95% rany, odnotowano krwawienie niewymagające interwencji.

© Evereth Publishing, 2018

Artykuł jest dostępny na zasadzie dozwolonego użytku osobistego. Dalsze rozpowszechnianie (w tym umieszczanie w sieci) jest zabronione i stanowi poważne naruszenie przepisów prawa autorskiego oraz grozi sankcjami prawnymi.

wiekowo oraz z przewlekłym niedokrwieniem kończyn [17]. Doświadczenia własne nie potwierdzają tej koncepcji; jednak mając na uwadze, iż owrzodzenia niedokrwienne charakteryzują się suchą martwicą, współczynnik oczekiwanego efektu terapeutycznego może być niezadowalający.

Akceptacja techniki leczenia larwami stale rośnie. Wśród przyczyn uznania tej metody przez samych pacjentów wymienia się: długotrwały czas leczenia innymi metodami, przewlekły charakter rany, a także niekorzystne doświadczenia związane z pozostałymi sposobami oczyszczania, co negatywnie wpływa na jakość życia chorych. Kluczowym czynnikiem odrzucenia był aspekt wizualny, szczególnie w grupie kobiet powyżej 70. roku życia [18]. W dwóch badaniach sugerowano, że poziom aprobaty mógłby być wyższy, gdyby pracownicy ochrony zdrowia sami nie odrzucali tej metody i nie zniechęcali do niej pacjentów [19, 20].

Całościowy koszt stosowania LDT zależy głównie od rozległości rany. W Polsce cena 100 larw tzw. luzem, które wystarczają średnio na oczyszczenie 10–50 cm^2 powierzchni (5–10 larw na cm^2), wynosi około 120–200 zł, w zależności od producenta (BioLab lub Biomantis). Analiza opłacalności larwoterapii w stosunku do leczenia opatrunkami hydrożelowymi wykazała, że jest ona o połowę tańsza [21]. W przeprowadzonej analizie dokonano oczyszczenia ran, które uprzednio były zaopatrywane chirurgicznie z zastosowaniem opatrunków specjalistycznych bez efektu terapeutycznego przez kilka lub kilkanaście tygodni.

Dostępne są dwie metody umieszczania larw na ranie. W formie zwartej wykorzystuje się gotowe woreczki poliestrowe z larwami bądź bardziej złożone opatrunki specjalistyczne zbudowane zawiasowo z warstwą hydrokoloidową. Produkty te zapewniają owadom możliwość pełnej penetracji rany z ograniczeniem szansy ich ucieczki. W ranach drążących tzw. biobag jest mniej efektywny, gdyż larwy nie mają możliwości pełnej penetracji martwicy. Rozwiązanie to jest stosunkowo proste i mniej czasochłonne, jednakże droższe, ale z punktu widzenia pacjenta lepsze (mniej stresogenne).

W postaci wolnej larwy nakłada się bezpośrednio na ranę i pozostawia w opatrunku wielowarstwowym, składającym się kolejno ze: sterylnej gazy, koloidu, sterylnej gazy wilgotnej oraz sterylnej gazy suchej. Skórę wokół chroni się pastą stomijną bez alkoholu lub maścią/pastą cynkową. Często wykorzystuje się hydrokoloid z pastą stomijną, aby dokładnie chronić skórę przed migracją larw (jeśli martwica jest powierzchowna) – w przypadku, gdy istotne jest wydzielanie czynników wzrostu do rany, a nie jedynie usunięcie martwicy. Poluzowanie się opatrunku i/lub jego niewłaściwe zabezpieczenie bądź niezupełne usunięcie larw po zakończeniu terapii może się przyczynić do ich ucieczki.

Do miejscowego leczenia ran po ich oczyszczeniu nie należy stosować roztworów działających cytotoksycznie na keratynocyty i fibroblasty ludzkie, tj.: nadtlenku wodoru, kwasu octowego, podchlorynu sodu. Używanie tych roztworów uszkadza granulację tkanek i nowo powstałe tkanki będące pośrednim efektem fizycznej stymulacji larw. Idealnym materiałem do zastosowania po oczyszczeniu jest sól fizjologiczna, a najlepiej opatrunki specjalistyczne (zwłaszcza hydrożele) [22].

Obszar rany może łatwo ulec kontaminacji (zanieczyszczeniu kałem czy moczem), co prowadzi do infekcji, mogącej być przyczyną nieprzyjemnego zapachu. W opisanych przypadkach rany u wszystkich pacjentów były zakażone, a po ich całkowitym oczyszczeniu z tkanek martwiczych nieprzyjemny zapach został wyeliminowany. LDT oddziałuje zatem zarówno bezpośrednio (antyseptycznie), jak i pośrednio na ranę (usuwając problem fetoru) [1]. Larwy są w stanie powstrzymać rozprzestrzenianie się mikroorganizmów oraz zneutralizować je za pomocą wyprodukowanych substancji antybakteryjnych, takich jak: proteolityczne enzymy, kwas fenylooctowy i fenyloacetaldehyd [23]. Żywe larwy umieszczone na ranie pochłaniają mikroorganizmy i jednocześnie oczyszczają łożysko rany z martwicy [24]. W badaniach wykazano, że *L. sericata* mogą być stosowane w leczeniu różnych typów ran zakażonych bakteriami antybiotykoopornymi, w tym MRSA (ang. methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*) [23].

Metoda LDT jest obecnie stosowana przez wiele ośrodków na całym świecie głównie w leczeniu przewlekłych ran, zastępując konwencjonalne metody [25].

Zaprezentowane wyniki badań własnych i innych autorów potwierdzają, że larwoterapia może być z powodzeniem stosowana w leczeniu różnego typu ran, niezależnie od ich etiopatogenezy. Oczyszczanie larwami *Lucilia sericata* skraca czas terapii i jest tańsze niż tradycyjnie stosowane metody [21]. Mechanizm działania LDT opiera się na trzech podstawowych korzyściach wynikających z żerowania larwy na ranie: mechanicznego oczyszczenia z tkanek martwiczych, działania bakteriostatycznego i bakteriobójczego oraz wspomagania procesu gojenia [26].

WNIOSKI

Oczyszczanie ran z wykorzystaniem larw *Lucilia sericata* skraca czas eliminacji tkanki martwiczej, przyspiesza proces ziarninowania, a w zestawieniu z metodami tradycyjnymi jest proste i ekonomiczne.

Wybrana metoda okazała się bezpieczna i akceptowalna przez pacjentów oraz ich opiekunów.

KONFLIKT INTERESÓW: nie zgłoszono.
DEKLARACJA PRZEJRZYSTOŚCI: opracowanie zebranego materiału i prowadzenie badań wykonano w ramach projektu „Przyrodniczo-Medyczne Centrum Badań Innowacyjnych", realizowanego przez Uniwersytet Rzeszowski w ramach Regionalnego Programu Operacyjnego Województwa Podkarpackiego.

© Evereth Publishing, 2018

Artykuł jest dostępny na zasadzie dozwolonego użytku osobistego. Dalsze rozpowszechnianie (w tym umieszczanie w sieci) jest zabronione i stanowi poważne naruszenie przepisów prawa autorskiego oraz grozi sankcjami prawnymi.

PIŚMIENNICTWO

1. Polat E, Kutlubay Z, Sirekbasen S, Gökalp H, Akarırmak U. Treatment of pressure ulcers with larvae od *Lucilia sericata*. Turk J Phys Med Rehab 2017;63(4):307–312.
2. Bazaliński D, Barańska B, Kaczmarska D, Wołkowicz M, Kózka M. Przydatność wybranych metod oczyszczania ran przewlekłych u chorych objętych opieką hospicyjną w warunkach domowych. Leczenie Ran 2018;15(2):51–56.
3. Jawień A, Szewczyk MT, Kaszuba A et al. Wytyczne Grupy Ekspertów w sprawie gojenia owrzodzeń żylnych goleni. Leczenie Ran 2011;8(3):59–80.
4. Mościcka P, Szewczyk MT, Cwajda-Błasik J. Komplikacje w procesie gojenia rany po aplikacji przeszczepu skórnego – opis przypadków. Leczenie Ran 2017;14(4):159–163.
5. Simka M. TIME – nowoczesna strategia leczenia ran przewlekłych. Pol Przegl Chir 2005;77(7):748–760.
6. Orkiszewski M. Zastosowanie larw muchy *Lucilia sericata* w leczeniu trudno gojących się ran. Wiad Lek 2007;60(7–8):381–385.
7. Sherman RA. Maggot therapy for foot and leg wounds. Int J Low Extrem Wounds 2002;1(2):135–142.
8. Sherman RA, Shimoda KJ. Presurgical maggot debridement of soft tissue wounds is associated with decreased rates of postoperative infection. Clin Infect Dis 2004;39(7):1067–1070.
9. van der Plas MJA, Jukema GN, Wai SW et al. Maggot excretions/secretions are differentially effective against biofilms of *Staphylococcus aureus* and *Pseudomonas aeruginosa*. J Antimicrob Chemother 2008;61(1):117–122.
10. Teh CH, Nazni WA, Nurulhusna AH, Norazah A, Lee HL. Determination of antibacterial activity and minimum inhibitory concentration of larval extract of fly via resazurin-based turbidometric assay. BMC Microbiology 2017;17:36.
11. Linger RJ, Belikoff EJ, Yan Y et al. Towards next generation maggot debridement therapy: transgenic *Lucilia sericata* larvae that produce and secrete a human growth factor. BMC Biotechnology 2016;16:30.
12. Cičková H, Čambal M, Kozánek M, Takáč P. Growth and survival of bagged *Lucilia sericata* maggots in wounds of patients undergoing maggot debridement therapy. Evid Based Complement Alternat Med 2013;2013:192149.
13. Wolff H, Hansson C. Rearing larvae of *Lucilia sericata* for chronic ulcer treatment – an improved method. Acta Derm Venereol 2005;85(2):126–131.
14. Mudge E, Price P, Walkley N, Harding KG. A randomized controlled trial of larval therapy for the debridement of leg ulcers: results of a multicenter, randomized, controlled, open, observer blind, parallel group study. Wound Repair Regen 2014;22(1):43–51.
15. Bugaj M, Strużyna J, Mądry R, Korzeniowski T, Antonov S. Zastosowanie larw *Lucilia sericata* w leczeniu oparzeń. Chirurgia Plastyczna i Oparzenia 2014;2(2):91–96.
16. Gray M. Is larval (maggot) debridement effective for removal of necrotic tissue from chronic wounds. J Wound Ostomy Continence Nurs 2008;35(4):378–384.
17. Steenvoorde P, Jacobi CE, Van Doorn L, Oskam J. Maggot debridement therapy of infected ulcers: patient and wound factors influencing outcomes: a study on 101 patients with 117 wounds. Ann R Coll Surg Engl 2007;89(6):596–602.
18. Spilsbury K, Cullum N, Dumville J, O'Meara S, Petherick E, Thompson C. Exploring patient perceptions of larval therapy as a potential treatment for venous leg ulceration. Health Expectations 2008;11(2):148–159.
19. Sherman RA. Maggot *versus* conservative debridement therapy for the treatment of pressure ulcers. Wound Rep Regen 2002;10(4):208–214.
20. Turkmen A, Graham K, McGrouther D. Therapeutic applications of the larvae for wound debridement. J Plast Reconstr Aesthet Surg 2010;63(1):184–188.
21. Wayman J, Nirojogi V, Walker A, Sowinski A, Walker MA. The cost effectiveness of larval therapy in venous ulcers. J Tissue Viability 2000;10(3):91–94.
22. Strohal R, Dissemond J, Jordan O'Brien J et al. EWMA document: debridement. An updated overview and clarification of the principle role of debridement. J Wound Care 2013;22(1):5.
23. Thomas S, Andrews A, Jones M. The use of larval therapy in wound management. J Wound Care 1998;7:521–524.
24. Huberman L, Gollop N, Mumcuoglu K, Block C, Galun R. Antibacterial properties of whole body extracts and haemolymph of *Lucilia sericata* maggots. J Wound Care 2007;16(3):123–127.
25. Brin Y, Mumcuoglu K, Massarwe S, Wigelman M, Gross E, Nyska M. Chronic foot ulcer management using maggot debridement and topical negative pressure therapy. J Wound Care 2007;16(3):111–113.
26. Nigam Y, Bexfield A, Thomas S, Ratcliffe NA. Maggot therapy: the science and implication for CAM part I – history and bacterial resistance. Evid Based Complement Alternat Med 2006;3(2):223–227.

© Evereth Publishing, 2018