

# Ocena aktywności biologicznej i parametrów fizykochemicznych gleby w pierwszym etapie renaturyzacji siedlisk murawowych na wydmie Łużowa Góra w Kampinoskim Parku Narodowym – badania wstępne

Anna Augustyniuk-Kram<sup>1\*</sup>, Karol J. Kram<sup>2</sup>, Krassimira Ilieva-Makulec<sup>1</sup>

<sup>1</sup> Instytut Ekologii i Bioetyki, Uniwersytet Kardynała Stefana Wyszyńskiego w Warszawie

<sup>2</sup> Kampinoski Park Narodowy

\* a.kram@uksw.edu.pl • ORCID 0000-0002-1904-9766

## Streszczenie

Badania przeprowadzono na północnym ramieniu wydmy śródlądowej Łużowa Góra w Kampinoskim Parku Narodowym, gdzie aktualnie na obszarze ok. 1,4 ha ma miejsce odtwarzanie siedlisk ciepłolubnych muraw napiaskowych z klasy *Koelerio glaucae-Corynephoretea canescentis*. Celem naszych badań była ocena wybranych parametrów fizykochemicznych (pH, wilgotność, zawartość materii organicznej) oraz aktywności biologicznej (aktywność enzymatyczna i oddechowa) piasku użytego do odtworzenia wydmy (warstwa o głębokości około 40 cm). Określono również liczebność bakterii oligotroficznych i koptotroficznych oraz grzybów, a także liczebność i różnorodność troficzną nicieni. Na renaturyzowanym obszarze wyznaczono sześć stanowisk badawczych oraz dodatkowo dwa stanowiska z naturalną sukcesją roślinności w bezpośrednim sąsiedztwie badanych stanowisk. Próbkę gleby pobrano trzykrotnie: pierwszy raz bezpośrednio po nawiezieniu świeżego piasku (w lipcu 2018 r.), a następnie po trzech i czterech miesiącach. Stanowiska badawcze różniły się wilgotnością i zawartością materii organicznej, co znalazło odzwierciedlenie w aktywności biologicznej piasku. Najniższą aktywność biologiczną oraz bardzo niskie zagęszczenie nicieni i liczebność bakterii stwierdzono w świeżym piasku. Jakkolwiek już cztery miesiące później zaobserwowano wzrost aktywności mikroorganizmów i tempa kolonizacji przez nicienie.

## Słowa kluczowe

renaturyzacja, wydma, ciepłolubne murawy napiaskowe, kolonizacja, nicienie

## 1. Wstęp

Wydmy piaszczyste to – podobnie jak obszary pustynne, polarne, jaskinie i obszary skaliste – jedne z bardziej niekorzystnych siedlisk dla wzrostu i rozwoju roślin, mikro- i mezofauny glebowej oraz mikroorganizmów. Obszary tego typu zaliczane są

do tzw. środowisk oligotroficznych, czyli środowisk o niskiej dostępności składników odżywczych (Koch 2001). Piach, jako podłoże, szybko traci wilgoć, ma również niską zdolnością zatrzymywania wody oraz charakteryzuje się niewielką zawartością mikro- i makroelementów, dlatego w pierwszej

kolejności kolonizowany jest przez organizmy o niskich wymaganiach (Prusinkiewicz 1969).

Na wydmach, mimo tak skrajnych warunków, obserwuje się sukcesywny, samoistny rozwój zbiorowisk roślinnych, a wraz z rozwojem roślinności bardzo powolny proces kształtowania się gleby inicjalnej. Kluczowym etapem procesu glebotwórczego na obszarach piaszczystych jest gromadzenie się materii organicznej i formowanie poziomu próchnicznego (Jankowski, Bednarek 2000; Rahmonov, Piątek 2007). Na każdym „jałowym”, mineralnym substracie, glony jako pierwsze zasiedlają ziarna piasku i zapoczątkowują tworzenie się tzw. biologicznej skorupy glebowej (*biological soil crust*), która pełni ważną rolę w wiązaniu węgla i azotu, stabilizuje glebę oraz zatrzymuje wodę (Belnap et al. 2003; Evans, Lange 2003; Bowker 2007; Rahmanov, Piątek 2007). W następnej kolejności skorupę glebową zasiedlają mchy, porosty i ostatecznie rośliny naczyniowe o niskich wymaganiach siedliskowych (Carter, Arocena 2000). Równoległe z sukcesją roślinności następuje sukcesja mikroorganizmów – bakterii i grzybów, a także mikrofauny – nicieni, a w dalszej kolejności również mezo- i makrofauny glebowej (Fierer et al. 2010). Mikroorganizmy i nicienie glebowe są integralną częścią każdej gleby i uważa się, że są dobrymi wskaźnikami stanu środowiska glebowego i zachodzących w nim procesów pod wpływem czynników zarówno naturalnych, jak i antropogenicznych, w tym sposobów zagospodarowania (Nannipieri et al. 1990, Ferris et al. 1999, Yeates 2003).

Dominującym elementem krajobrazu Puszczy Kampinoskiej są wydmy, aktualnie porośnięte borami sosnowymi świeżymi lub mieszanymi – sosnowo-dębowymi. Kampinoskie wydmy powstałe w okresie polodowcowym uważane są za największy i najlepiej zachowany kompleks wydm śródlądowych w Europie (Kuźnicki i in. 1974; Konecka-Betley 1982, Web-01). W Puszczy Kampinoskiej zachowały się dosyć liczne, ale zajmujące małe powierzchnie (za wyjątkiem

Grochalskich Piachów) fragmenty otwartych wydm z charakterystycznymi zbiorowiskami muraw napiaskowych i ciepłolubnych, które podlegają szczególnej ochronie (Kucharski, Michalska-Hejduk 2003).

Obecnie na niewielkim obszarze wydmy Łuzowa Góra w Kampinoskim Parku Narodowym, na terenie po byłej bazie wojskowej Układu Warszawskiego, prowadzone są działania polegające na odtworzeniu siedliska muraw napiaskowych 2330 (*Corynephorion canescentis*) i siedliska muraw ciepłolubnych 6120 (*Koelerion glaucae*) (Kram 2016).

Celem przedstawionych w tej pracy badań była ocena aktywności biologicznej i parametrów fizykochemicznych piachu użytego jako podłoże do odtworzenia i renaturyzacji siedlisk murawowych na fragmencie wydmy Łuzowa Góra oraz zmian zachodzących po trzech i czterech miesiącach. Zbadano również liczebność i strukturę troficzną nicieni oraz liczebność bakterii i grzybów.

## 2. Opis terenu i metodyka badań

Teren badań zlokalizowany jest na północnym ramieniu wydmy śródlądowej Łuzowa Góra w Kampinoskim Parku Narodowym (ryc. 1). Do końca 2016 r. na tym obszarze zlokalizowane były obiekty wojskowe Układu Warszawskiego (kwatery dowodzenia obroną przeciwlotniczą na wypadek wojny nuklearnej). Budowę kompleksu rozpoczęto w latach 60. XX w. i kontynuowano do początku lat 80. Budowy obiektu nie ukończono, a kompleks w 2004 r. został przekazany Kampinoskiemu Parkowi Narodowemu (Czarnomska 2008). Wiosną 2017 r. rozpoczęto prace rozbiórkowe istniejących obiektów w celu realizacji projektu pn. „Czynna ochrona nietoperzy i renaturyzacja siedlisk murawowych w północnej części Łuzowej Góry w Kampinoskim Parku Narodowym” (nr projektu: POIS.02.04.00-00-0017/16-01) w ramach Programu Operacyjnego Infrastruktura i Środowisko 2014-2020 (Kram 2016; Web-02).

Prace renaturyzacyjne obejmowały obszar około 1,4 ha i polegały na zburzeniu

naziemnych budynków, usunięciu wszystkich płyt betonowych oraz wymianie na piasek wierzchniej warstwy gleby porośniętej gatunkami obcymi. Wycięto kilkadziesiąt drzew i krzewów, w tym gatunki inwazyjne (czeremcha amerykańska, dąb czerwony, robinia akacjowa), a także inne drzewa, głównie sosny i brzozy, które wysiały się samoistnie i zacieniałyby odtwarzane murawy (Kram 2016).

Piach do usypania wydmy pochodził ze złożeń Dalanówek XX (w granicach obszaru górniczego Dalanówek XXI) w gminie Płońsk. Zawartość frakcji ziaren piasku od 0,05 do 0,5 mm wynosiła 82,6%, natomiast od 0,5 do 2 mm – 16,9%. Na całym obszarze badań usypano warstwę piachu o grubości ok. 40 cm, jedynie na stanowisku 6, na skraju powierzchni badawczej, warstwa piachu była najcieńsza, wymieszana z popiołem z pieców grzewczych, który wysypywano w czasie użytkowania obiektów wojskowych.

Na renaturyzowanym obszarze wyznaczono stanowiska badawcze: sześć (oznaczone od 1 do 6) w obrębie świeżo

nawiezionego w lipcu 2018 r. piachu oraz dwa stanowiska (7 i 8) z naturalną sukcesją roślinności w bezpośrednim sąsiedztwie odtwarzanego fragmentu wydmy, z pojedynczymi ok. 50-letnimi sosnami (ryc. 1). Stanowiska 7 i 8 zlokalizowano na zwałowisku piachu, który w latach 60. został usunięty z miejsca pod budowę obiektów nadziemnych i podziemnych kompleksu i którym planowano po ukończeniu budowy przykryć obiekty podziemne (tab. 1).

Próby glebowe pobierano za pomocą laski glebowej o średnicy 2,5 cm na głębokość 25 cm. Próby pobrano bezpośrednio po nawiezieniu piachu w lipcu 2018 r., a następnie w październiku i listopadzie 2018 r. (czyli po trzech i czterech miesiącach). Próby glebowe ze stanowiska 7 i 8, z naturalną sukcesją roślinności, pobrano w październiku i listopadzie. W pobranych próbach określono następujące parametry: wilgotność, odczyn, procentową zawartość materii organicznej oraz wskaźniki aktywności biologicznej: aktywność dehydrogenaz i inwertazy, respirację gleby (oddychanie podstawowe),



Ryc. 1. Lokalizacja stanowisk badawczych na tle istniejących jeszcze w 2017 r. obiektów wojskowych

Tabela 1. Charakterystyka stanowisk badawczych

Numer stanowiska	Długość i szerokość geograficzna	Opis
1	52°19'14" 20°51'48"	Stanowisko usytuowane w obrębie jedyne go pozostawionego na obszarze badań drzewa liściastego – lipy drobnolistnej
2	52°19'13" 20°51'47"	Stanowiska usytuowane na dachu obiektu halowego. Pod warstwą piachu zastosowano matę akumulacyjno-drenażową i geowłókninę w celu utrzymania odpowiedniego zapasu wody
3	52°19'13" 20°51'45"	
4	52°19'14" 20°51'46"	
5	52°19'14" 20°51'47"	Stanowiska silnie wydeptywane, usytuowane na niewielkim wzniesieniu z pojedynczymi sosnami
6	52°19'15" 20°51'48"	Stanowisko usytuowane na skarpie, o najcieńszej warstwie piachu wymieszanego z popiołem z pieców węglowych. Jedyne stanowisko, na którym w październiku 2018 r. stwierdzono następujące gatunki roślin: nawłoc kanadyjska, mniszek lekarski, pokrzywa zwyczajna, wilczomlecz sosnka, ostrożeń polny
7	52°19'16" 20°51'45"	Stanowiska zlokalizowane na zwałowisku piachu usuniętego z wydmy pod budowę obiektów wojskowych. Stanowiska porośnięte pojedynczymi ok. 50-letnimi sosnami. Z roślin zielnych stwierdzono następujące gatunki: trzcinnik piaszkowy, turzyca sp., kocanka piaszkowa, jastrzębiec kosmaczek, bylica pospolita, krwawnik pospolity
8	52°19'16" 20°51'47"	

liczebności bakterii (oligotroficznych i kopiotroficznych) i grzybów oraz liczebność i grupy troficzne nicieni.

Wilgotność gleby oznaczono metodą wagową, określając ubytek masy podczas suszenia w temperaturze 105°C przez 24 h. Kwasowość gleby w wodzie (pH<sub>H<sub>2</sub>O</sub>) oznaczono metodą potencjometryczną. Stosunek wody do gleby wynosił 1:2,5 (m:V). Zawartość glebowej materii organicznej oznaczono metodą spalania na sucho w piecu muflowym w temperaturze 550°C przez 5 h, a następnie określono ubytek masy. Wyniki przeliczono na procentową zawartość materii organicznej. Oznaczenie aktywności dehydrogenaz w glebie zostało wykonane metodą Casida (Casida et al. 1964) z wykorzystaniem chlorku 2,3,5 trifenylo-tetrazoliowego (TTC) jako substrat, który pod wpływem dehydrogenaz ulega przekształceniu do trifenyloformazanu (TPF). Stężenie TPF zostało zmierzone spektrofotometrycznie przy długości fali 485 nm.

Wyniki podano w µg na 1 gram suchej masy gleby na 24 h. Aktywność inwertazy określono metodą Hoffmana i Pallaufa (Alef, Nannipieri 1995), polegającą na oznaczeniu cukrów redukujących (glukozy i fruktozy) powstałych po enzymatycznej hydrolizie 20% roztworu sacharozy dodanej do próbek jako substrat. Stężenie cukrów redukujących zmierzono przy długości fali 620 nm, a wyniki podano w mg na 1 g suchej masy gleby na 24 h. Oddychanie podstawowe gleby (*basal respiration*) wykonano metodą opartą na pomiarze ilości wydzielonego CO<sub>2</sub> z 1 g gleby w szczelnie zamkniętych gumową septą buteleczkach (Heinemeyer et al. 1989). Próbkę gleby inkubowano w temperaturze 22°C przez 7 dni. Ilość wydzielanego dwutlenku węgla (CO<sub>2</sub>) zmierzono w aparacie IRGA (*Infra Red Gas Analyzer*) i wyrażono w µg na 1 g suchej masy gleby na 24 h. Dla każdego stanowiska powyższe analizy wykonano w trzech powtórzeniach.

Liczebności bakterii i grzybów określono metodą płytkową. Bakterie oligotroficzne (dobrze rozwijające się w glebach o niskiej zawartości materii organicznej) wysiano na 100-krotnie rozcieńczone podłoże Nutrient Broth Agar (NBA) według Ohty i Hattoriego, bakterie kopiotroficzne (słabo rozwijające się w glebach o niskiej zawartości materii organicznej) na podłoże NBA o normalnym stężeniu składników odżywczych (Ohta, Hattori 1983) oraz grzyby na podłoże glukozowo-peptonowe z chloramfenikolem. Posiewy inkubowano w temperaturze 28°C przez okres 21 dni – w przypadku bakterii oligotroficznych, 7 dni – bakterii kopiotroficznych i 5 dni – w przypadku grzybów. Posiewy wykonano w trzech powtórzeniach. Liczbę bakterii oraz grzybów wyrażono w jednostkach tworzących kolonie (jtk) w przeliczeniu na 1 g suchej masy gleby.

Do wypłaszania nicieni z próbek glebowych zastosowano zmodyfikowaną metodę Baermanna wykorzystującą aktywność lokomotoryczną nicieni, w której nicienie aktywnie przechodzą przez filtr do wody (Flegg, Hooper 1970). Ze świeżo nawiezonego piachu w lipcu 2018 r. wypłaszano nicienie z próbki o masie 250 g. W kolejnych terminach badawczych nicienie wypłaszano z próbek o masie 100 g. Wypłoszone nicienie konserwowano 4% formaldehydem. Przynależność do jednej z pięciu grup troficznych

nicieni – bakteriożernych, grzybożernych, roślinożernych, drapieżnych i wszystkożernych – określano według klasyfikacji Yeates'a (Yeates et al. 1993).

### 3. Wyniki i dyskusja

Odczyn świeżo nawiezonego piachu na badanych stanowiskach wahał się od 8,51 do 9,01, co wskazuje na odczyn średnio i mocno zasadowy (tab. 2). Niższy odczyn, na granicy obojętnego i lekko kwaśnego wykazywały próbki piachu na stanowisku 7 i 8, odpowiednio 6,76 i 6,78. Zasadowe pH jest typowe dla podłoży mineralnych, utworzonych ze skał osadowych, gdzie głównym minerałem jest kwarc (Forsyth, Hamilton 1974; Rao et al. 2016). Odczyn gleby jest parametrem, który zmienia się w czasie i w dużej mierze zależy od szaty roślinnej, a także od ilości i charakteru nagromadzonej materii organicznej (Akça et al. 2010). Drzewostany sosnowe zakwaszają podłoże, stąd gleba na stanowisku 7 i 8, w odróżnieniu od świeżego piachu, miała lekko kwaśny odczyn. Zawartość materii organicznej na stanowiskach 1–6 była bardzo niska, wahała się od 0,39% do 0,89% (tab. 2). Zawartość materii organicznej na tym poziomie jest charakterystyczna dla niższych poziomów genetycznych gleb bielicowych i rdzawych wytworzonych z piasków, dla których zawartość materii organicznej wynosi poniżej 1% (Kuznicki et al. 1974; Konecka-Betley 1982).

Tabela 2. Odczyn, wilgotność i zawartość materii organicznej świeżo nawiezonego piachu w lipcu 2018 r. (pogrubiona czcionka) oraz po trzech i czterech miesiącach (wartości w nawiasach)

Stanowisko	pH (w H <sub>2</sub> O)*	Wilgotność %	Materia organiczna %
1	<b>8,99</b>	<b>1,61</b> (2,03; 4,04)	<b>0,44</b> (0,45; 0,56)
2	<b>9,01</b>	<b>3,95</b> (4,92; 7,70)	<b>0,49</b> (0,41; 0,41)
3	<b>8,60</b>	<b>3,03</b> (6,11; 9,18)	<b>0,34</b> (0,43; 0,41)
4	<b>8,93</b>	<b>1,70</b> (1,54; 3,71)	<b>0,48</b> (0,61; 0,37)
5	<b>8,51</b>	<b>1,88</b> (1,92; 4,53)	<b>0,39</b> (0,46; 0,31)
6	<b>8,90</b>	<b>4,02</b> (1,64; 3,92)	<b>0,89</b> (0,80; 0,46)
7	(6,76)	(0,66; 3,84)	(0,83; 1,00)
8	(6,78)	(0,39; 3,24)	(1,13; 0,84)

\* Odczyn piachu na stanowiskach 1–6 zmierzono jednokrotnie w lipcu 2018 r., odczyn na stanowisku 7 i 8 zmierzono jednokrotnie w październiku 2018 r. (po trzech miesiącach)

Prawie dwukrotnie większą zawartości materii organicznej w próbkach piachu, w porównaniu do pozostałych stanowisk z lipca 2018 r., stwierdzono na stanowisku 6, osiągając poziom podobny do zawartości materii organicznej na stanowisku 7 i 8 z naturalną sukcesją roślinności (tab. 2). Na stanowisku 6 warstwa „nowego” piachu była najcieńsza i został on wymieszany ze „starym” piachem z domieszką popiołów ze zdemontowanych pieców grzewczych. Ponadto na stanowisku 6, w przeciwieństwie do pozostałych, w przeciągu trzech miesięcy rozwinęła się roślinność zielna (ryc. 2).

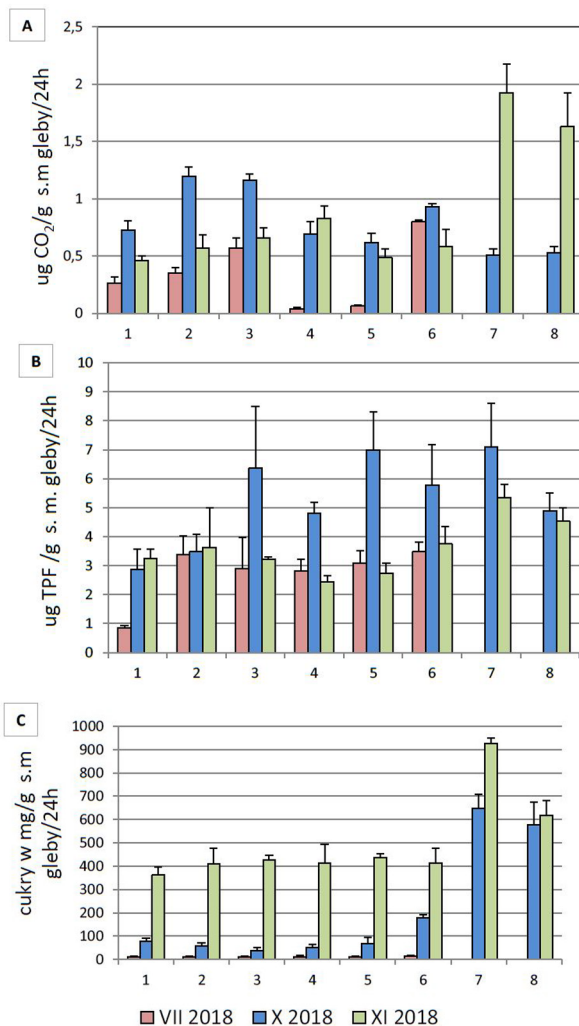
W momencie rozpoczęcia badań aktywność oddechowa próbek piachu, mierzona ilością wydzielanego  $\text{CO}_2$ , była najwyższa na stanowisku 6 (ryc. 3A). Najwyższą aktywność oddechową stwierdzono jednak w piachu na stanowisku 7 i 8, ale tylko w listopadzie 2018 r. (ryc. 3A). Aktywność dehydrogenaz na większości stanowisk była najwyższa w październiku. W kolejnym terminie, w listopadzie, wyższa aktywność dehydrogenaz, w porównaniu do stanowisk 1–6, utrzymywała się tylko na stanowisku 7 i 8 (ryc. 3B). Aktywność inwertazy na stanowiskach 1–6 wzrastała w trakcie prowadzenia badań, osiągając najwyższe wartości po czterech miesiącach (w listopadzie 2018 r.) od usypania warstwy piachu. W listopadzie na stanowiskach 7 i 8, w porównaniu

do stanowisk 1–6, aktywność inwertazy była wyższa około 2-krotnie, a w październiku nawet 17-krotnie (ryc. 3C). Pomiar ilości wydzielonego  $\text{CO}_2$  jest z jednej strony miarą mineralizacji węgla organicznego i rozkładu związków organicznych, z drugiej zaś strony odzwierciedla aktywność metaboliczną mikroorganizmów zasiedlających dany typ gleby (Raich, Schlesinger 1992). Aktywność ta zależy od wielu czynników, takich jak wilgotność i struktura gleby, temperatura czy dostępność składników pokarmowych. Podobnie jak aktywność enzymów glebowych aktywność oddechowa skorelowana jest też z zawartością węgla organicznego i okresowymi zmianami wilgotności oraz natlenienia gleby (Pawluczuk 1988; Wolińska, Stępniewska 2012).

W lipcu 2018 r., bezpośrednio po nawiezieniu świeżego piachu, liczebność bakterii koptotroficznych i oligotroficznych była zbliżona (tab. 3). Na stanowisku 6, gdzie piach wymieszany był z warstwą popiołów, stwierdzono dwukrotnie więcej bakterii koptotroficznych w stosunku do stanowisk 1–5. W kolejnych terminach – po trzech i czterech miesiącach – liczebność bakterii koptotroficznych wzrosła odpowiednio 36 i 23 razy na stanowiskach 1–5 i około 31 razy na stanowisku 6, podczas gdy liczebność bakterii oligotroficznych wzrosła około 2-krotnie i pozostała na tym samym poziomie.



Ryc. 2. Roślinność rozwijająca się na stanowisku 6 (po lewej) i przykład stanowiska bez pokrywy roślinnej (po prawej) – stan na październik 2018 r.



Ryc. 3. Respiracja gleby (A), aktywność dehydrogenaz (B) i aktywność inwertazy (C) na stanowiskach 1–6 w obrębie renaturyzowanego fragmentu wydmy Łuzowa Góra oraz na stanowiskach 7–8 z naturalną sukcesją roślinności

W październiku 2018 r. na stanowisku 7 i 8 liczebność bakterii koptotroficznych była około 2-krotnie niższa w stosunku do liczebności na stanowiskach 1–6 (tab. 3), co świadczy o tym, że na tych stanowiskach, mimo większej zawartości materii organicznej, warunki do wzrostu bakterii są skrajnie trudne (Ho et al. 2017). W tym przypadku decydujące znaczenie mogła mieć wilgotność podłoża, która na stanowiskach 7–8 była od 2 do nawet 15 razy niższa, zwłaszcza

w październiku (tab. 1). Oligotrofy bardzo oszczędnie i ekonomicznie korzystają z dostępnych dla nich w środowisku źródeł energii, natomiast negatywnie reagują na podwyższoną zawartość materii organicznej, dlatego ich liczebność w tak ubogim podłożu jak piasek jest raczej stabilna. Odmiennie reagują bakterie koptotroficzne, których rozwój uzależniony jest od obecności świeżej, nawet w niewielkich ilościach, łatwo dostępnej materii organicznej, którą

szybko mineralizują, dlatego ich liczebność szybko rośnie, a po wyczerpaniu zasobów gwałtownie spada (Weyman-Kaczmarkowa 1996). W świeżo nawiezionym piachu w lipcu 2018 r. liczebność grzybów była średnio 100 razy niższa w porównaniu do bakterii. W kolejnych terminach liczebność grzybów wzrosła 3-4-krotnie tylko na stanowisku 6, podczas gdy na stanowiskach 1-5 była zbliżona do liczebności z lipca 2018 r. W porównaniu do stanowiska 7 i 8 liczebność grzybów była od kilku do kilkudziesięciu razy niższa zarówno po trzech, jak i czterech miesiącach od rozpoczęcia badań (tab. 3). Grzyby preferują odczyn kwaśny i lekko kwaśny, dlatego jest ich zdecydowanie więcej na powierzchniach z naturalną sukcesją roślinności. Ponadto zdecydowana dominacja bakterii mogła również ograniczać wzrost i aktywność metaboliczną grzybów. Podobnie, procesy rozkładu materii organicznej przeprowadzane przez mikroorganizmy intensywniej zachodzą w podłożach o odczynie lekko kwaśnym i obojętnym, niż silnie zasadowym czy silnie kwaśnym, dlatego aktywność enzymatyczna na stanowisku 7 i 8 była podwyższona w stosunku do stanowisk 1-6 (Riha et al. 1986; Weyman-Kaczmarkowa, Pędziwilk 2000; Neina 2019).

W lipcu 2018 r. liczebność nicieni w badanych próbkach piachu była bardzo niska.

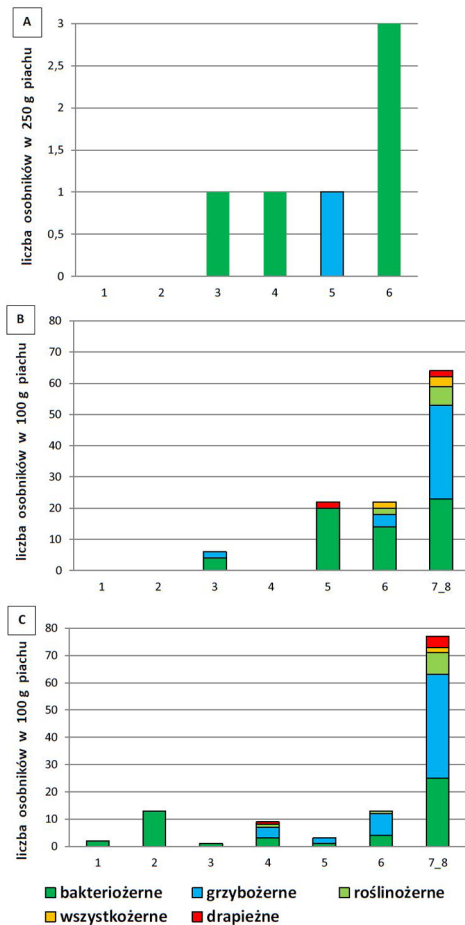
Pojedyncze nicienie stwierdzono na stanowisku 3, 4 i 5 oraz trzy osobniki na stanowisku 6. W większości były to nicienie bakteriożerne (ryc. 4A). W październiku 2018 r. nicienie stwierdzono na tych samych stanowiskach, ale w większych liczebnościach. Większe było również zróżnicowanie grup troficznych. Stwierdzono przedstawicieli wszystkich pięciu grup troficznych nicieni. Największe liczebności odnotowano na stanowisku 7 i 8 (ryc. 4B). W listopadzie nicienie stwierdzono już na wszystkich stanowiskach, lecz w liczebnościach nieco niższych niż w październiku (ryc. 4C). Na poszczególnych stanowiskach we wszystkich terminach badawczych dominowały nicienie bakteriożerne lub grzybożerne, ale stwierdzano również przedstawicieli pozostałych grup troficznych nicieni, czyli wszystkożerne, roślinożerne i drapieżne. W październiku na stanowisku 5 oraz w listopadzie na stanowisku 6 część nicieni bakteriożernej wystąpiła w postaci tzw. dauer larwy, odpowiednio 4 larwy na 20 osobników i 2 larwy na 4 osobniki. Jest to forma adaptacji nicieni, które – będąc w tym stadium – nie pobierają pokarmu, a ich rozwój jest zahamowany. Larwy „dauer” są bardziej odporne na stres środowiskowy (np. brak pokarmu czy niska wilgotność) niż osobniki dojrzałe (Wang et al. 2009) i często notowane w ubogich siedliskach.

**Tabela 3. Średnia liczebność bakterii oligo- i koptroficznych oraz grzybów na stanowiskach 1-6 w obrębie renaturyzowanego fragmentu wydmy Łużowa Góra oraz na stanowiskach 7 i 8 z naturalną sukcesją roślinnością**

Grupa mikroorganizmów	Stanowisko nr	Średnia cfu x 10 <sup>3</sup> (± SD)/g s.m. gleby		
		VII 2018	X 2018	XI 2018
koptrofy	1-5	201 ± 40,76	7280 ± 1096	4610 ± 1891
	6	342 ± 73,04	5450 ± 258,6	5537 ± 65,4
	7-8	—*	2615 ± 8,1	7841 ± 1813
oligotrofy	1-5	168 ± 63,9	50 ± 40,7	231 ± 148,1
	6	174 ± 12,2	325 ± 26,9	319 ± 36,6
	7-8	—	173 ± 2,7	472 ± 93,7
grzyby	1-5	1,33 ± 0,29	1,96 ± 0,63	1,80 ± 0,31
	6	1,74 ± 0,60	6,44 ± 4,1	7,98 ± 2,62
	7-8	—	50 ± 7,5	72,0 ± 36,3

\* W terminie VII 2018 nie określano (—) liczebności mikroorganizmów na stanowisku 7 i 8





Ryc. 4. Liczebność nicieni z podziałem na grupy troficzne na stanowiskach 1–6 w obrębie renaturyzowanego fragmentu wydmy Łużowa Góra oraz na stanowiskach 7–8 z naturalną sukcesją roślinności (wartość uśredniona) w lipcu (A), październiku (B) i listopadzie (C) 2018 r.

Badania nad zespołami nicieni na zalesionych wydmach Kampinoskiego Parku Narodowego w różnych stadiach sukcesji prowadziła już w latach 70. XX w. Wasilewska (Wasilewska 1970; Wasilewska 1971). Autorka stwierdziła, że wraz ze wzrostem pokrycia wydm przez rośliny naczyniowe i wzrostem zawartości próchnicy bogactwo gatunkowe nicieni rosło, a dominującą grupą troficzną na wydmach niezalesionych były nicienie bakteriożerne, które w ciągu sukcesyjnym ustępowały miejsca nicieniom roślinożernym i grzybożernym. Podobne wyniki uzyskali Pen-Mouratov et al. (2010),

wykazując, że wraz ze wzrostem zawartości materii organicznej wzrasta liczebność nicieni grzybożernych. W naszych badaniach na powierzchniach z naturalną sukcesją roślinności oraz na stanowisku 6, gdzie zawartość materii organicznej była wyższa, a także pokrycie szatą roślinną było większe, udział nicieni grzybożernych był wyższy w porównaniu do pozostałych stanowisk.

W kolejnym roku badania będą kontynuowane. W 2019 r. w toku renaturyzacji planowane są nasadzenia i rozsiewanie nasion roślin typowych dla murawy szczerlichowej i innych gatunków murawowych, a po ustabilizowaniu się piachu proces wprowadzania gatunków murawowych będzie kontynuowany (Kram 2016), co może mieć wpływ na tempo kolonizacji podłoża przez mikroorganizmy i nicienie.

## Bibliografia

- Akça E., Kapur S., Tanaka Y., Kaya Z., Bedestenci H.C., Yakt S., 2010, *Afforestation Effect on Soil Quality of Sand Dunes*, Polish Journal of Environmental Studies, 19(6), 1109-1116.
- Alef K., Nannipieri P., 1995, *Saccharase activity*, in: Alef K., Nannipieri P. (eds), *Methods in Applied Soil Microbiology and Biochemistry*, Academic Press, London, 353-357.
- Belnap J., Büdel B., Lange O.L., 2003, *Biological soil crust: characteristics and distribution*, Ecological Studies, 150, 3-30.
- Bowker M., 2007, *Biological Soil Crust Rehabilitation in Theory and Practice: An Underexploited Opportunity*, Restoration Ecology, 15(1), 13-23.
- Carter D.W., Arocena J.M., 2000, *Soil formation under two moss species in sandy materials of central British Columbia (Canada)*, Geoderma, 98, 157-176.
- Casida L., Klein D., Santoro T., 1964, *Soil dehydrogenase activity*, Soil Science, 98, 371-376.
- Czarnomska M., 2008, *Centrum edukacji ekologicznej w Dąbrowie Leśnej*. Magisterska Praca Dyplomowa, Wydział Architektury Politechniki Warszawskiej.
- Evans R.D., Lange O.L., 2003, *Biological soil crusts and ecosystem nitrogen and carbon dynamics*, Ecological Studies, 150, 263-279.

- Ferris H., Bongers T., De Goede R.G.M., 1999, *Nematode faunal indicators of soil food web condition*, Journal of Nematology, 31, 534-535.
- Fierer N., Nemergut D., Knight R., Craine J.M., 2010, *Changes through time: integrating microorganisms into the study of succession*, Research in Microbiology, doi:10.1016/j.resmic.2010.06.002.
- Flegg J.J.M., Hooper D.J., 1970, *Laboratory methods for work with plant and soil nematodes*, Technical Bulletin – Ministry of Agriculture, London, vol. 2, 5-23.
- Forsyth J.L., Hamilton E.S., 1974, *Possible Origin of Unexpectedly High Alkalinities in Quartz Sands of High Dunes at Warren Dunes State Park, Michigan Ohio*, Journal of Science, 74 (3), 182-184.
- Heinemeyer O., Insam H., Kaiser E.A., Walenzik G., 1989, *Soil microbial biomass and respiration measurements: An automated technique based on infrared gas analysis*, Plant Soil, 116, 191-195.
- Ho A., Di Lonardo D.P., Bodelier P.L.E., 2017, *Revisiting life strategy concepts in environmental microbial ecology*, FEMS Microbiology Ecology, 93, 3, doi: 10.1093/femsec/fix006.
- Jankowski M., Bednarek R., 2000, *Quantitative and qualitative changes of properties as basis for distinguishing development stages of soils formed from dunes sand*, Polish Journal of Soil Science, 33, 61-69.
- Koch A.L., 2001, *Oligotrophs versus copiotrophs*, BioEssays, 23 (7), 657-661.
- Konecka-Betley K., 1982, *Gleby kopalne i reliktowe wydmy okolic Warszawy*, Roczniki Gleboznawcze, t. 33 (3-4), Warszawa.
- Kram K., 2016, *Czynna ochrona nietoperzy i renaturyzacja siedlisk murawowych w północnej części Łużowej Góry w Kampinoskim Parku Narodowym*, Puszcza Kampinowska, 3-4 (86), 12-13.
- Kucharski L., Michalska-Hejduk D., 2003, *Zbiorowiska łąkowe i murawowe*, w: Andrzejewski R. (eds), *Kampinoski Park Narodowy*, t. 1, *Przyroda Kampinoskiego Parku Narodowego*, Kampinoski Park Narodowy, Izabelin, 339-360.
- Kuźnicki F., Białousz S., Rusiecka D., Skłodowski P., 1974, *Charakterystyka procesu bielicowania w glebach wytworzonych z piasków wydmych Puszczy Kampinowskiej*, Roczniki Gleboznawcze, t. 23, z. 2. Warszawa.
- Nannipieri P., Grego S., Ceccanti B., 1990, *Ecological significance of the biological activity in soil*, in: Bollag J.M., Stotzky G. (eds), *Soil Biochemistry*, Marcel Dekker, New York, 293-355.
- Neina D., 2019, *The Role of Soil pH in Plant Nutrition and Soil Remediation*, Applied and Environmental Soil Science, article ID 5794869, <https://doi.org/10.1155/2019/5794869>.
- Ohta H., Hattori T., 1983, *Oligotrophic bacteria on organic debris and plant roots in paddy field*, Soil Biology and Biochemistry, 1, 1-8.
- Pawluczuk Z., 1988, *Wpływ uwilgotnienia i temperatury na aktywność enzymatyczną gleb*, Zeszyty Naukowe Akademii Techniczno-Rolniczej w Bydgoszczy, 145, Roln. 25, 19-29.
- Pen-Mouratov S., Hu C., Hindin E., Steinberger Y., 2010, *Effect of sand-dune slope orientation on soil free-living nematode abundance and diversity*, Helmitologia, 47, 3, 179-188.
- Prusinkiewicz Z., 1969, *Gleby wydmy śródlądowych w Polsce*, w: Galon R. (ed.), *Procesy i formy wydmy w Polsce*, Prace Geograficzne nr 75, PWN, Warszawa, 117-144. ([http://www.rcin.org.pl/Content/14284/WA51\\_21926\\_r1969\\_nr75\\_Prace-Geogr.pdf](http://www.rcin.org.pl/Content/14284/WA51_21926_r1969_nr75_Prace-Geogr.pdf))
- Rahmonov O., Piątek J., 2007, *Sand colonization and initiation of soil development by cyanobacteria and algae*, Ekologia Bratislava, 26(1), 51-62.
- Raich J.W., Schlesinger W.H., 1992, *The global carbon dioxide flux in soil respiration and its relationship to vegetation and climate*, Tellus (series B), 44, 81-99.
- Rao S., Chan Y., Donnabella C., Bugler-Lacap D.C., Bhatnagar A., Bhatnagar M., Pointing S.B., 2016, *Microbial Diversity in Soil, Sand Dune and Rock Substrates of the Thar Monsoon Desert, India*, Indian Journal of Microbiology, 56 (1), 35-45.
- Riha S.J., James B.R., Senesac G.P., Pallant E., 1986, *Spatial Variability of Soil pH and Organic Matter in Forest Plantations*, Soil Science Society of America Journal, 50, 1347-1352.
- Wang Y., Ezemaduka A.N., Tang Y., Chang Z., 2009, *Understanding the Mechanism of the Dormant Dauer Formation of C. elegans: From Genetics to Biochemistry*, IUBMBLife, 61 (6), 607-612.
- Wasilewska L., 1970, *Nematodes of the sand dunes in the Kampinos Forest. I. Species structure*, Ekologia Polska, 18 (20), 429-443.
- Wasilewska L., 1971, *Nematodes of the dunes in the Kampinos Forest. II. community structure based on numbers of individuals, state of biomass and*

- respiratory metabolism*, Ekologia Polska, 19 (38), 651-688.
- Weyman-Kaczmarkowa W., 1996, *Interdependencies between oligotrophic and copiotrophic bacteria in soils of different mechanical structure*, Polish Journal of Soil Science, 29 (1), 65-72.
- Weyman-Kaczmarkowa W., Pędziwilk Z., 2000, *The development of fungi as affected by pH and type of soil, in relation to the occurrence of bacteria and soil fungistatic activity*, Microbiological Research, 155 (2), 107-112.
- Wolińska A., Stępniewska Z., 2012, *Dehydrogenase Activity in Soil Ecosystem*, in: Canuto R.A. (ed.), *Dehydrogenases*, Intech, Rijeka, 183-210.
- Yeates G.W., Bongers T., de Goede R.G.M., Freckman D.W., Georgieva S.S., 1993, *Feeding habits in nematode families and genera – an outline for soil ecologists*, Journal of Nematology, 25, 315-331.
- Yeates G.W., 2003, *Nematodes as soil indicators: functional and biodiversity aspects*, Biology Fertility of Soils, 37, 199-210.
- (Web-01) <https://www.kampinoski-pn.gov.pl/przyroda/flora>, dostęp 27.03.2019.
- (Web-02) <https://www.kampinoski-pn.gov.pl/projekty/projekty-ue/71-infrastruktura-i-srodowisko/czynna-ochrona-nietoperzy-i-renaturyzacja-siedlisk-murawowych-w-polnocnej-czesci-luzowej-gory-w-kampinoskim-parku-narodowym/590-krotki-opis-projektu>, dostęp 27.03.2019).

## The assessment of soil biological activity and physico-chemical parameters in the first stage of restoration of xerothermic grassland habitats on the dune of Łużowa Góra in the Kampinos National Park: Preliminary studies

### Abstract

The study was conducted on the northern arm of the inland dune Łużowa Góra in the Kampinos National Park, where the habitats of xerothermic grasslands (of the class *Koelerio glaucae-Corynephoretea canescentis*) are currently restored in the area of approx. 1.4 ha. The aim of our research was to assess the basic physico-chemical parameters (pH, moisture and organic matter content) and biological activity (dehydrogenase, invertase and respiratory activity) of the sand (a layer of about 40-cm depth) used to cover the reclaimed area. The number of culturable oligotrophic and copiotrophic bacteria and fungi, as well as the number and trophic diversity of nematodes, was also determined. Six study sites were selected in the area of restored habitats and two sites in their immediate vicinity, with natural succession of vegetation. Soil samples were taken three times: once from the fresh sand immediately after its introduction (in July 2018) and then again 3 and 4 months later.

Our results show that the study sites differed in terms of humidity and organic matter content, which was reflected in sand biological activity. The lowest biological activity and very low density of nematodes and bacterial was found in the fresh sand. However, only 4 months later, an increase in the rate of colonisation by microorganisms and nematodes was observed.

### Keywords

restoration, dune, xerothermic grassland, microbial colonisation, nematodes