Joanna Żelazna-Wieczorek[1], **Julia Sulkowska**[1,2]
[1] Katedra Algologii i Mykologii
Wydział Biologii i Ochrony Środowiska, Uniwersytet Łódzki
ul. Banacha 12/16, 90–237 Łódź
e-mail: joanna.zelazna@biol.uni.lodz.pl
[2] Sekcja Mykologiczno-Algologiczna Koła Naukowego Biologów
Uniwersytet Łódzki

Received: 21.03.2024
Reviewed: 16.04.2024

EKOSYSTEMY ŹRÓDLANE NA OBSZARACH CHRONIONYCH OSTOJAMI RÓŻNORODNOŚCI GATUNKOWEJ OKRZEMEK (BACILLARIOPHYTA)

Springs ecosystems of the protected areas as diatoms biodiversity refugia

Abstract: The studies concern the diversity of diatoms in three different spring ecosystems. Spring at the Goprowska Pass and the Eliza Spring on Połonina Wetlińska are located in the Bieszczady National Park. The third spring, Dwerniczek, is outside the protected zone, in the buffer zone of the national park. It's an ecosystem that's been impacted by humans. The studied spring ecosystems differed in the availability of diverse microhabitats (mosses, sand, and stones) and the number of diatoms identified in each of them. A total of 303 species were recorded in all three spring ecosystems. The highest number of species was recorded at the Goprowska Pass (174 taxa), and the lowest number of taxa was noticed at the Eliza Spring (114 taxa). Each spring was distinguished by the presence of species that were only recorded in one of the three springs. Furthermore, many rare, poorly known, and important concerning Red Lists for Germany (Lange-Bertalot 1996; Hofmann et al. 2018) taxa were observed. Species rarely or not recorded in Poland and occurring in at least one of the analyzed habitats were, e.g. *Cymbopleura austriaca* (Grun.) Krammer, *Geissleria gereckei* Cantonati & Lange-Bert., *Diatomella balfouriana* Greville and *Neidium alpinum* Hust.

Key words: valuable habitats, threat to springs, loss of biodiversity, species richness, rare species, microhabitats.

Wstęp

Źródła rekomendowane są obecnie jako ekosystemy kluczowe i refugia różnorodności biologicznej. Obiekty krenologiczne włączane są do światowego monitoringu zachodzących zmian klimatycznych (Cantonati 1998; Cantonati i in. 2007, 2012, 2017, 2020, 2022a, 2022b; Cartwright 2019; Fernandez-Martinez i in. 2023; Stevens i in. 2021). Szczególne znaczenie mają te ekosystemy źródlane,

które nadal pozostają poza bezpośrednim wpływem człowieka lub to oddziaływanie jest ograniczane. Do takich należą źródła znajdujące się na obszarach objętych różnymi formami ochrony, w tym takimi, które obejmują również obszar zasilania i zasobów wód podziemnych zasilających dane źródło. Jednym z najważniejszych zagrożeń, wynikających z globalnych zmian w środowisku przyrodniczym, jest utrata różnorodności biologicznej na różnych poziomach. Przyczyną tych zmian jest utrata siedlisk w wyniku zmian klimatycznych oraz bezpośredniego wpływu człowieka.

Zróżnicowanie ekosystemów wodnych a w nich siedlisk stanowi podstawę różnorodności gatunkowej organizmów, w tym okrzemek. „Naturalność siedlisk", opisywana przez warunki fizyczne i chemiczne wody oraz niezaburzoną hydromorfologią, wzbogaca różnorodność gatunkową oraz stanowi ostoje dla gatunków wrażliwych o wysokich wymaganiach ekologicznych. Siedliska takie zasiedlane są przez gatunki rzadko notowane w innych typach ekosystemów, ale także w tym samym typie ekosystemu poddanym silnej ingerencji człowieka (Gillett i in. 2011; Noga 2019).

Stan poznania różnorodności okrzemek w ekosystemach wodnych Bieszczadów Zachodnich, w tym Bieszczadzkiego Parku Narodowego, wzrósł znacząco w ostatnich latach. Badaniami objęte są głównie potoki, wśród badanych ekosystemów znajdują się również torfowiska (Wołowski 2011; Żelazna-Wieczorek 2012; Noga i in. 2013a, 2013b, 2014b, 2016a, 2016b, 2018; Rybak i in. 2017, 2018). Źródła Bieszczadzkiego Parku Narodowego i w jego otulinie zostały objęte badaniami od 2011 roku, w aspekcie różnorodności gatunkowej okrzemek oraz obserwacji struktury jakościowej i ilościowej zespołów okrzemek w czasie.

Celem pracy jest przedstawienie wstępnego zestawienia taksonów okrzemek odnotowanych w trzech źródłach z odniesieniem do ich stanu poznania w Polsce oraz zagrożeniem w związku z oddziaływaniem pośrednim i bezpośrednim człowieka, wyrażonym przez zamieszczenie ich na krajowych czerwonych listach.

Materiał i metody

Materiał algologiczny do badań został pobrany z trzech ekosystemów źródlanych znajdujących się na obszarze Bieszczadów Zachodnich. Pierwsze wyniki badań zespołów okrzemek źródeł w Bieszczadzkim Parku Narodowym zostały przedstawione w Rocznikach Bieszczadzkich w pracach: Żelazna-Wieczorek i Knysak 2017 (tom 25) oraz Żelazna-Wieczorek i Mostowik 2019 (tom 27). Obecnie prezentowane dane obejmują dodatkowe lata badań. Listy taksonów okrzemek zostały zweryfikowane na podstawie najnowszych prac taksonomicznych.

Źródło na Przełęczy Goprowskiej (ZPG) zlokalizowane jest na wysokości 1180 m n.p.m. w zlewni górnej Wołosatki. Miejsce pobrania materiału okrzemkowego wyznaczono na odpływie ze źródła na wysokości 1174 m n.p.m. (49°04´52˝N;

22°43´56″E). W miejscu tym, występowało zróżnicowanie mikrosiedlisk (mchy, drobny materiał mineralny, skała).

Źródło na Połoninie Wetlińskiej nazywane jest, jak podaje Płaczkowska i in. (2018), źródłem Elizy (ZWE). Źródło to położone jest na wysokości około 960 m n.p.m. na północnym stoku Połoniny Wetlińskiej (49°10'91.2"N; 20°30'14.1"E). Materiał okrzemkowy do badań został pobrany z trzech podłoży (mchy, drobny materiał mineralny, kamienie).

Źródło w miejscowości Dwerniczek (ZDW) znajduje się przy drodze Dwernik-Dwerniczek na wysokości 604 m n.p.m. (49°12'43"N; 22°40'20"E). Źródło Dwerniczek znajduje się w otulinie Bieszczadzkiego Parku Narodowego, objęte jest nadzorem Państwowego Instytutu Geologicznego jako stacja hydrogeologiczna II/823/1 Dwerniczek MB 399/ID 414. Źródło charakteryzuje się zaburzoną hydromorfologią – wypływ został przebudowany. Materiał do badań algologicznych został pobrany z dwóch podłoży (mchy i drobny materiał mineralny – piasek).

Źródło na Przełęczy Goprowskiej oraz Źródło Elizy znajdują się na terenie Bieszczadzkiego Parku Narodowego. Spośród trzech obiektów krenologicznych objętych badaniami diatomologicznymi Źródło Dwerniczek poddane jest stałemu bezpośredniemu oddziaływaniu człowieka. Próby pobierano zgodnie z zasadami określonymi dla różnych typów podłoża, do pojemników o objętości 125 ml, a następnie były utrwalane 4% roztworem formaldehydu. Bezpośrednio podczas poboru prób na wszystkich stanowiskach mierzone były następujące parametry środowiskowe: temperatura, odczyn (pH) oraz przewodnictwo elektrolityczne wody.

Preparatykę okrzemek, w celu otrzymania oczyszczonego osadu okrzemkowego a następnie przygotowania trwałych preparatów, prowadzono zgodnie z Żelazna-Wieczorek (2011). Analizę jakościową i półilościową okrzemek (w preparacie liczono 500 okryw) przeprowadzono z wykorzystaniem mikroskopu świetlnego (LM). Analizę z wykorzystaniem mikroskopu skaningowego (SEM) wykonano w celu weryfikacji taksonów trudnych do identyfikacji w trakcie rutynowej obserwacji w mikroskopie świetlnym.

Identyfikację taksonomiczną okrzemek przeprowadzono na podstawie publikacji ikonograficznych: Lange-Bertalot (1993, 2001), Krammer (2000, 2003), Werum i Lange-Bertalot (2004), Bąk i in. (2012), Levkov i in. (2016) oraz aktualnych prac taksonomicznych.

Zidentyfikowanym taksonom przypisano kategorie zagrożenia w odniesieniu do czerwonych list glonów dla Polski (Siemińska i in. 2006) oraz Niemiec (Lange-Bertalot 1996 i Hofmann i in. 2018) (Tab. 1) oraz dla wybranych taksonów przedstawiono preferencje wobec wybranych warunków środowiska według klasyfikacji Van Dam i in. (1994) oraz Carayon i in. (2019). Podano zakres frekwencji okrzemek w próbach z badanych źródeł i mikrosiedlisk.

Tabela 1. Zestawienie kategorii zagrożenia określonych na uwzględnionych w pracy czerwonych listach okrzemek.

Table 1. List of threat categories specified on the Red Lists of diatoms included in the study.

Kategorie zagrożenia ***Threat categories***	**Lange-Bertalot 1996**	**Hofmann i in. 2018**	**Siemińska i in. 2006**
Wymarłe i zaginione *Extinct or Lost*	0	1	Ex
Zagrożone wyginięciem/wymierające *Threatened with extinction*	1	2	E
Mocno zagrożone *Highly threatened*	2	3	
Zagrożony *Threatened*	3	4	
Zagrożenie o nieokreślonym stopniu *Threat of unknown extent*	G	5	I
Ekstremalnie rzadkie *Extremely rare*	R	6	R
Bliskie zagrożenia *Near threatened*	V	7	V
Niezagrożone *Not threatened*	?	8	
Brak danych *Data deficient*	D	9	
Ryzyko nieoszacowane *Not established*	*		
Nieklasyfikowane *Not evaluated*	z		

Wyniki

Badane źródła charakteryzują się niską temperaturą wody (Tab. 2), najwyższą temperaturę odnotowano na Przełęczy Goprowskiej. Miejsce poboru prób na Przełęczy Goprowskiej znajduje się na odpływie z rozległej niszy źródliskowej, w okresie lata temperatura jest wyższa od temperatury w miejscu wypływu. Opisany wartościami pH odczyn wody był zasadowy w źródłach na Przełęczy Goprowskiej i na Połoninie Wetlińskiej, natomiast w Źródle Dwerniczek od obojętnego do zasadowego. Najwyższe wartości przewodnictwa elektrolitycznego zarejestrowano w źródle Dwerniczek, powyżej 250 µS*cm-1.

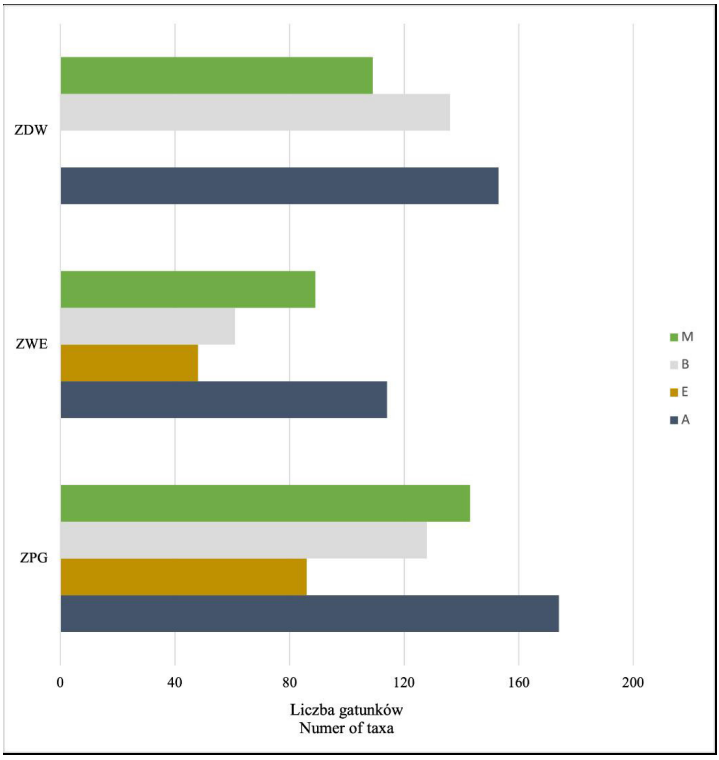
W badanych źródłach zidentyfikowano łącznie 303 taksony okrzemek, w tym w Źródle na Przełęczy Goprowskiej 174 taksony (w 16 próbach), w Źródle Dwerniczek – 153 taksony (w 30 próbach) a w Źródle Elizy na Połoninie Wetlińskiej – 114 taksonów (w 9 próbach) (Tab. 3). We wszystkich źródłach różne podłoża charakteryzowała różna liczba zidentyfikowanych taksonów (Ryc. 1). W źródłach na terenie BdPN najwięcej taksonów odnotowano na mchach, a najmniej na

podłożu skalnym/kamienistym. Odwrotną prawidłowość odnotowano w źródle w otulinie parku w Dwerniczku.

Tabela 2. Charakterystyka wody badanych źródeł pod względem temperatury, odczynu i przewodnictwa elektrolitycznego.

Table 2. Characteristics of water parameters measured in studied springs in terms of temperature, pH reaction and conductivity.

Parametry *Parameters*	ZPG (n=5)	ZWE (n=3)	ZDW (n=15)
Temperatura *Water temperature* [°C]	5,5–13	5,5–6,3	7,5–9,8
Odczyn wody *pH reaction*	7,6–8,4	7,8–8,0	6,95–7,95
Przewodnictwo elektrolityczne *Conductivity* [µS*cm-1]	86–186	143–163	(210) 252–308



Ryc. 1. Zróżnicowanie liczby zidentyfikowanych taksonów w zależności od mikrosiedliska w badanych źródłach (M – mchy; B – drobny materiał mineralny; E – kamienie; A – łączna liczba gatunków).
Fig. 1. Differentiation in the number of recorded taxa depending on microhabitats in studied springs (M – mosses; B – benthos; E – epiliton; A – all species).

W każdym z badanych źródeł odnotowano taksony, które nie występowały w innym. W źródle na Przełęczy Goprowskiej są to 84 taksony co stanowi 48,3% zidentyfikowanych taksonów w tym źródle. W źródle Dwerniczek taksony nieodnotowane w pozostałych źródłach stanowią ponad 50%, natomiast w źródle na Połoninie Wetlińskiej jest ich 35,1%. Taksony okrzemek odnotowane tylko w jednym z badanych źródeł stanowią 66,3% z łącznej listy zidentyfikowanych taksonów.

Taksonami, które odnotowano w trzech źródłach we wszystkich mikrosiedliskach, są: *Achnanthidium minutissimum*, *Amphora inariensis*, *A. pediculus*, *Caloneis fontinalis*, *Cocconeis lineata*, *C. pseudolineata*, *Encyonema silesiacum*, *Gomphonema angustum*, *G. micropus*, *Humidophila perpusilla*, *Navicula lundii*, *Odontidium mesodon*, *Planothidium lanceolatum*, natomiast w trzech źródłach, ale nie na wszystkich podłożach odnotowano *Achnanthidium straubianum*, *Cocconeis neodiminuta*, *C. placentula*, *Diploneis krammeri*, *Gomphonema utae*, *Hantzschia abundans*, *Humidophila brekkaensis*, *H. contenta*, *Meridion circulare*, *Navicula antonii*, *N. cryptocephala*, *N. cryptotenella*, *Nitzschia acidoclinata*, *N. alpina*, *N. hantzschiana*, *N. linearis*, *N. perminuta*, *Planothidium frequentissimum*, *Sellaphora nigri*, *S. seminulum* i *Stauroneis pseudoagrestis.*

Z najwyższą frekwencją odnotowano *Achnanthidium minutissimum,* we wszystkich źródłach i na wszystkich podłożach jest to gatunek dominujący z udziałem w próbie sięgającym 74,2% w ZPG. Gatunek ten jest często notowany w różnych typach ekosystemów wodnych przy odczynie wody od obojętnego do zasadowego, oligo- do β-mezosaprobowych oraz w wodach pod względem trofii od oligo- do eutrofii (Van Dam i in. 1994; Carayon i in 2019). Również z wysoką frekwencją odnotowano w badanych źródłach *Odontidium mesodon* i *Amphora pediculus,* gatunki preferujące wody zasadowe od oligo- do β-mezosaprobowych, jednak o różnych wymaganiach wobec żyzności wody. *Odontidium mesodon* w warunkach od oligo- do mezotrofii, natomiast *Amphora pediculus* występuje w warunkach eutrofii. *Achnanthidium pyrenaicum* odnotowano licznie tylko w źródle ZGP, charakteryzują go wymagania wobec środowiska jako gatunku alkalibiontycznego, oligosaprobowego i oligo- do mezotroficznego (Van Dam i in. 1994; Carayon i in 2019).

Gatunkami osiągającymi wysoki udział w próbie i odnotowanymi tylko w źródle ZDW są: *Planothidium reichardtii* w bentosie ponad 30%, *Navicula cryptofallax* w bentosie do 27%, *Gyrosigma attenuatum* w bentosie 14,4%, *Microcostatus kuelbsii* w bentosie 12,4% i *Nitzschia pura* w bentosie do 12%. *Planothidium reichardtii* był dotychczas rzadko notowany, dlatego między innymi nie jest klasyfikowany na czerwonych listach okrzemek, również brak jest danych o preferencjach wobec warunków fizycznych i chemicznych wody w klasyfikacji według Van Dam i in. (1994). W klasyfikacji według Carayon i in. (2019) określany jest jako gatunek alkalifilny, oligosaprobowy i oligotroficzny, występujący w zakresie

przewodnictwa elektrolitycznego od 220 do 600 [µS*cm-1]. Notowany był w Polsce dotychczas w źródłach w Tatrach, Beskidzie Sądeckim i na Wyżynie Krakowsko-Częstochowskiej przez Wojtal (2013). *Microcostatus kuelbsii* jest również gatunkiem dotychczas rzadko notowanym sklasyfikowanym na czerwonej liście okrzemek jako ekstremalnie rzadki (Lange-Bertalot 1996 i Hofmann i in. 2018), również brak jest danych o preferencjach wobec warunków fizycznych i chemicznych wody w klasyfikacjach według Van Dam i in. (1994) i Carayon i in. (2019). Został odnotowany w jednym ze źródeł na Wzniesieniach Łódzkich (Żelazna-Wieczorek 2011), źródło to wyróżniało się wysoką koncentracją potasu. Zarówno *Navicula cryptofallax*, *Gyrosigma attenuatum* jak i *Nitzschia pura* preferują wody o odczynie zasadowym, opisywane są jako alkalifile i alkalibionty, oligo- do β-mezosaprobowych, a pod względem trofii jako oligo- do mezotrofii.

Gatunkami odnotowanymi tylko na mchach w źródłach na terenie parku są: *Cymbella cymbiformis* (ZPG, ZWE), *Encyonopsis cesatii* (ZPG, ZWE), *Gomphonema montanum* (ZPG, ZWE). Pierwszy z wymienionych gatunków należy do alkalifili, występuje w warunkach od oligo- do mezotroficznych oraz oligo- do mezosaprobowych (Van Dam i in. 1994; Carayon i in. 2019). Na czerwonej liście z 1996 roku wymieniany był jako bliski zagrożenia natomiast na liście z 2018 roku jako zagrożony. W ekosystemach wodnych w Polsce jest rzadko notowany, z Tatr jest podawany z Potoku Roztoka (Kawecka 2012) oraz z potoku Żołynianka (Noga i in. 2014a). *Encyonopsis cesatii* według klasyfikacji Van Dam i in. (1994) oraz Carayon i in. (2019) opisany jest jako gatunek preferujący warunki oligotroficzne i oligosaprobowe, występujący w wodach o odczynie od obojętnego do zasadowego. Notowany w Polsce w dwóch źródłach we Wschodnich Tatrach, jednak bez wskazania mchów jako preferowanego podłoża (Wojtal 2013), a także w potoku Matysówka (Noga i in. 2014a). *Gomphonema montanum* dotychczas w Polsce nienotowana, na listach zagrożonych gatunków nie jest wykazana lub z nieoszacowanym zagrożeniem. Pod względem odczynu wody preferuje warunki od obojętnych do zasadowych, od oligo- do mezosaprobowych, od oligo- przez mezo- do eutroficznych (Van Dam i in. 1994; Carayon i in. 2019). W klasyfikacji Van Dam i in. 1994 wskazano, że jest gatunkiem czasami aerofilnym, a w klasyfikacji Denys (1991) ma wskazane preferencje wobec siedlisk z okresowym deficytem wody „periodic water or wet subaerial".

W badanych źródłach odnotowano występowanie 37 gatunków okrzemek zamieszczonych na polskiej czerwonej liście glonów (Siemińska i in. 2006), przy czym dla 6 wskazano kategorię E, dla 19 – R, dla 9 – V oraz 3 opisano jako I. Wśród gatunków zagrożonych, z kategorią E – *Gomphonema bohemicum,* na czerwonej liście przygotowanej przez Hofmann i in. (2018) nie ma przypisanej kategorii zagrożenia, natomiast na liście z 1996 roku miała kategorię 3 – zagrożone. Wymagania środowiskowe według klasyfikacji Van Dam i in. (1994), zostały określone jako warunki pod względem odczynu wody – obojętne a pod względem

trofii jako oligotroficzne. Biorąc pod uwagę klasyfikację Carayon i in. (2019) jest to gatunek alkalifilny, mezosaprobowy oraz oligotroficzny. Notowany w Polsce w potoku Wisłok (Noga i in. 2014a). *Neidium alpinum*, na polskiej liście z przypisaną kategorią zagrożenia E, również na liście Hofmann i in. (2018) ma przypisaną wysoką kategorię zagrożenia – 3. Odnotowany dotychczas w Polsce w Tatrach w czterech potokach przez Kawecką (2012) oraz w Bieszczadach w potokach Terebowiec (Noga i in. 2016b) i Rzeczyca (Rybak i in. 2019). Ze względu na preferowane warunki za Van Dam i in. (1994) klasyfikowany jak acidofilny, oligotroficzny i oligosaprobowy, natomiast według Carayon i in. (2019) preferuje wody w zakresie pH od 6,7 do 7,3, oligotrofię i mezosaprobię przy mineralizacji poniżej 120 [µS*cm-1]. *Pinnularia rupestris*, która również ma przypisaną kategorię E, na listach z 1996 i 2018 roku, jest wykazana jako gatunek, dla którego nie określono zagrożenia. Warunkami, które sprzyjają występowaniu tego gatunku są, za Van Dam i in. (1994), pod względem odczynu – obojętne, a pod względem trofii – oligotrofia, natomiast według Carayon i in. (2019) gatunek ten preferuje wody w zakresie pH od 7,3 do 7,9, stan oligotrofii do mezotrofii i β-mezosaprobię przy mineralizacji 220 – 600 [µS*cm-1]. W badaniach źródeł w Polsce gatunek ten został odnotowany w jednym źródle na Wzniesieniach Łódzkich (Żelazna-Wieczorek 2011), a także licznie w potokach regionu podkarpackiego (Noga i in. 2014a). *Pinnularia schoenfelderi, P. viridiformis* a także *Sellaphora pseudopupula*, mają określone kategorie na analizowanych czerwonych listach, podobnie jak *P. rupestris*. *Pinnularia schoenfelderi* wykazuje preferencje wobec warunków pod względem odczynu – obojętne, saprobii – β-mezosaprobię, natomiast określenie preferowanych warunków pod względem trofii różni się w stosowanych w pracy klasyfikacjach. Van Dam i in. (1994) wskazuje na warunki oligotroficzne, natomiast według Carayon i in. (2019) występuje w warunkach mezotrofii do eutrofii, przy mineralizacji w zakresie 220–600 [µS*cm-1]. Gatunek ten jest notowany w Polsce w różnych ekosystemach wodnych, między innymi źródłach na Wzniesieniach Łódzkich (Żelazna-Wieczorek 2011), w Beskidzie Sądeckim i na Wzniesieniach Rożnowskich (Wojtal 2013), w potokach na terenie Bieszczadzkiego Parku Narodowego – Rzeczyca (Rybak i in. 2019) i Terebowiec (Noga i in. 2016b) oraz licznie w potokach regionu podkarpackiego (Noga i in. 2014a). *Pinnularia viridiformis* i *Sellaphora pseudopupula* mają określone wymagania według klasyfikacji Carayon i in. (2019) jako alkalifile, występujące w warunkach β-mezosaprobii oraz eutrofii do hypereutrofii. Są to gatunki często notowane w różnych ekosystemach wodnych w Polsce, w przypadku *Pinnularia viridiformis* różne morfotypy odnotowano w różnych warunkach (Krammer 2000; Bąk i in. 2012).

Obecnie przedstawiona lista okrzemek odnotowanych w badanych źródłach zawiera liczne gatunki, które mają wysokie kategorie zagrożenia na czerwonej liście okrzemek opracowanej przez Hofmann i in. (2018), a w Polsce dotychczas nie były notowane, należą do nich: *Cymbopleura austriaca*, *Eunotia kruegeri*,

Navicula notha, *Nitzschia alpinobacillum*, *Psammothidium altaicum*. Dla *Cymbopleura austriaca* odnotowanej tylko w źródle ZWE, na mchach, zarówno w klasyfikacji Van Dam i in. (1994) jak i Carayon i in. (2018), nie określono preferowanych warunków. Natomiast Krammer (2003) podał jako typowe siedlisko tego gatunku zraszane mchy lub wilgotne skały w obszarach górskich, alpejskich. Z takim typem siedliska związane jest również występowanie *Eunotia kruegeri*, *Navicula notha* i *Psammothidium altaicum,* w wodach od kwaśnych do zasadowych, oligosaprobowych i od oligo- do mezotroficznych. *Nitzschia alpinobacillum* nie jest dotychczas scharakteryzowana pod względem wymagań wobec warunków środowiska w omawianych systemach klasyfikacji, natomiast z opisu autorskiego Lange-Bertalot (1993) wynika, że gatunek ten może występować zarówno w wodach bogatych w wapń jak i z małą zawartością wapnia, w warunkach od oligotrofii do eutrofii.

Obecność w źródłach bieszczadzkich takich gatunków jak *Caloneis macei*, *Geissleria gereckei*, *Diatomella balfouriana* oraz *Luticola pitranensis*, *L. pseudoimbricata*, *Navicula fontana* jest również warta odnotowania. Są to gatunki dotychczas o nieokreślonej kategorii zagrożenia w Polsce bardzo rzadko odnotowane lub jest to ich pierwsze notowanie. Szczególnie *Geissleria gereckei* [syn. *Placogeia gereckei* (Cantonati & Lange-Bertalot) Bukhtiyarova] występowała licznie w bentosie w źródle ZWE a dotychczas została odnotowana w potokach Bieszczadzkiego Parku Narodowego (Noga 2019) wśród mchów w warunkach oligotrofii przy odczynie wody bliskim obojętnego. Gatunek ten został opisany z górskich, wapiennych, ocienionych, o niskiej wydajności źródeł alpejskich jako gatunek epilityczny oraz występujący wśród martwych liści (Cantonati i Lange-Bertalot 2009). Natomiast *Diatomella balfouriana* licznie notowana w 2017 roku w mikrosiedlisku mchy ZWE (Żelazna-Wieczorek i Mostowik 2019) w kolejnych sezonach badań nie została odnotowana. Przyczyną może być radykalny spadek wydajności tego źródła z 10 l/s w 2017 do 0,65 l/s w 2019 roku.

Tabela 3. Wykaz gatunków okrzemek odnotowanych w trzech źródłach Bieszczadzkiego Parku Narodowego i w jego otulinie: ZPG – źródło na Przełęczy Goprowskiej (M – mchy, B – bentos, E – epiliton), ZWE – źródło na Połoninie Wetlińskiej (M – mchy, B – bentos, E – epiliton), ZDW – źródło Dwerniczek (M – mchy, B – bentos) – z podaniem zakresu udziału procentowego.

Table 3. List of diatom species recorded in three springs of the Bieszczady National Park and its buffer zone: ZPG – spring on the Goprowska Pass (M – mosses, B – benthos, E – epiliton), ZWE – spring on Połonina Wetlińska (M – mosses, B – benthos, E – epiliton), ZDW – Dwerniczek spring (M – mosses, B – benthos) – with a percentage range.

TAXA	Rote Liste Lange-Bertalot 1996	Rote Liste Hofmann et al., 2018	Red List Siemińska et al., 2006	ZPG M	ZPG B	ZPG E	ZWE M	ZWE B	ZWE E	ZDW M	ZDW B
Achnanthidium affine (Grun.) Czarnecki	*	8						0,19		0,19–2,76	0,5–2,05
Achnanthidium delmontii Pérès, Le Cohu & Barthès	z	8							0,59		
Achnanthidium eutrophilum (Lange-Bert.) Lange-Bert.	z	8			0,55–3,25	0,19–1,83					
Achnanthidium lineare W. Smith	3	5		0,19–3,83	2,91–5,73	2,03–3,5	1,96–3,31	0,4–2,29	0,61–38,82		
Achnanthidium minutissimum var. *minutissimum* (Kütz.) Czarnecki	?	8		11,91–74,21	19,5–52,05	2,38–72,73	14,19–47,98	3,43–39,52	5,88–43,8	0,2–59,96	5,88–30,22
Achnanthidium petersenii (Hust.) C.E. Wetzel, Ector, Williams & Jüttner	3	4		0,18			0,18–5,25	0,19–0,6	0,40		
Achnanthidium pyrenaicum (Hust.) Kobayasi	?	8		0,53–12,2	5,3–20,61	0,79–25,28				0,18–0,58	0,15–1,55
Achnanthidium saprophilum (Kobayashi & Mayama) Round & Bukht.	?	8									0,16–1
Achnanthidium straubianum (Lange-Bert.) Lange-Bert.	z	8			2,10	0,18–5,77	0,18	0,38–0,96	3,53–4,2	0,19–6,54	0,3–3,24
Achnanthidium subatomus (Hust.) Lange-Bert.	*	7						1,90			
Adlafia aquaeductae (Krasske) Moser, Lange-Bert. & Metzeltin	R	6					1,05				
Adlafia brockmanii (Hust.) Bruder	G	3			0,57						

Adlafia bryophila (Petersen) Lange-Bert.	V	8						0,19			
Adlafia minuscula (Grun.) Lange-Bert.	*	8		0,18–0,73	0,16–0,36	0,17–0,19				0,19–2,20	0,15–0,68
Adlafia cf. *suchlandtii* (Hust.) Lange-Bert.	V	8		7,18	3,07	0,35					
Amphipleura pellucida (Kütz.) Kütz.	*	8	R								0,17
Amphora copulata (Kütz.) Schoeman & Archibald	?	8		0,18–0,69	0,18	0,18					0,18
Amphora eximia Carter	R	7			0,41						
Amphora inariensis Krammer	3	8		0,19–1,82	0,16–0,19	0,35–0,79	0,18–0,74	1,81–7,81	1,01–1,2	0,19–8,08	0,19–3,05
Amphora indistincta Levkov	z	8						0,20	0,59	0,19–1,75	0,15–6,16
Amphora lange-bertalotii var. *tenuis* Levkov & Metzeltin	z	9		0,17	0,18						
Amphora pediculus (Kütz.) Grun. ex Schmidt	?	8		0,18 -3,36	0,95–7,31	0,36–10,14	0,18–2,31	11,09–13,9	9,7–13,82	0,77–11,76	1,74–15,43
Caloneis aerophila Bock	R	6	R	0,17	0,18–0,19						
Caloneis alpestris (Grun.) Cl.	G	5		0,19						0,19	0,16–0,44
Caloneis fontinalis (Grun.) Cleve-Euler	z	8	R	0,18–0,34	0,18–0,53	0,17–0,2	0,7–6,8	0,19–2,48	0,6–1,76	0,19–22,38	0,16–1,74
Caloneis lancettula (Schulz) Lange-Bert. & Witkowski	z	8	R							0,19–0,20	0,17–0,39
Caloneis leptosoma (Grun.) Krammer	G	5					0,18			0,18	0,38
Caloneis macei Fusey	z							0,19			
Caloneis silicula (Ehrenb.) Cl.	*	8		0,17–0,19	0,18	0,19–1,59					
Caloneis tenuis (Greg.) Krammer	G	4					0,18–1,4			0,19	0,17
Caloneis thermalis (Grun.) Krammer	R	6									0,15–0,19
Caloneis undulata (Greg.) Krammer	V	4		0,19							
Caloneis vasileyevae Lange-Bert., Genkal & Vekhov	z	6		0,17–0,18	0,16–0,19						
Caloneis cf. *macei* Fusey	z						0,35				
Caloneis sp.				0,18	0,16						
Chamaepinnularia soehrensis (Krasske) Lange-Bert.	V	4	V	0,17–0,55	0,41	0,17					

Chamaepinnularia submuscicola (Krasske) Lange-Bert.	R	8		0,18	0,18					0,18–2,02	0,17–4,05
Chamaepinnularia cf. *evanida* (Hust.) Lange-Bert.	*	8		0,73		0,56		2,02	1,41		
Cocconeis disculus (Schumann) Cl.	R	8	R						0,2–0,29		
Cocconeis euglypta Ehrenb.	?	8		0,18–0,37	0,48–1,07	0,56–24,19	0,18	0,38–0,57	0,2–1,01		
Cocconeis lineata Ehrenb.	?	8		0,19–0,73	0,36–1,95	0,36	0,53–6,58	0,95–3,06	1,82–4,4	0,37–4,66	0,16–0,77
Cocconeis neodiminuta Krammer	R	8		0,18	0,37–0,71	0,18–0,81		1,01	1,82	0,18–1,35	0,16–0,97
Cocconeis pediculus Ehrenb.	?	8								0,18	0,17–0,19
Cocconeis placentula Ehrenb.	?	9			0,53	1,02–1,59			1,18	0,20	0,15–0,19
Cocconeis pseudolineata (Geitler) Lange--Bert.	D	8		0,17–0,19	0,65–3,21	0,75–4,37	0,18–1,25	2,29–6,85	3,53–15,15	0,55–0,77	0,15–1,94
Craticula sp.				0,17	0,16	0,17					
Cymatopleura solea (Bréb.) W. Smith	?									0,19	0,19
Cymbella alpestris Krammer	z	9								0,18–0,20	0,19
Cymbella aspera (Ehrenb.) Cl.	V	5	V	0,19						0,18–0,19	0,17–0,19
Cymbella compacta Østrup	*	8									0,38
Cymbella cymbiformis Agardh	V	4		0,17			0,18				
Cymbella excisa Kütz.	z	8									0,15
Cymbella excisiformis Krammer	z	4									0,19–1,52
Cymbella lanceolata (Agardh) Kirchner	V		R	0,18	0,16–0,18						
Cymbella lange-bertalotii Krammer	z	8		0,19				0,19			
Cymbella subaspera Krammer	V	9								0,18–0,19	
Cymbella vulgata Krammer	z	4								0,40	0,18–0,33
Cymbopleura amphicephala (Nägeli ex Kütz.) Krammer	V	5								0,18	0,16–2,26
Cymbopleura austriaca (Grun.) Krammer	V	3					2,21–2,31				
Cymbopleura frequens Krammer	z	5								0,19	0,15–0,95

Cymbopleura laeviformis Krammer	z	5					1,58				
Cymbopleura naviculiformis (Auersw. ex Heib.) Krammer	*	8		0,19	0,18–0,32					0,19	0,17
Cymbopleura subaequalis (Grun.) Krammer	G	4		0,17–0,19		0,19	0,18				
Cymbopleura subaequalis var. *alpestris* Krammer	z					0,20					
Denticula tenuis Kütz.	*	8					0,37–0,7	1,41		0,2–5,82	0,17–7,01
Diatomella balfouriana Greville	*	5					9,98				
Diploneis fontanella Lange-Bert.	z	5					0,18			0,18–0,77	0,15–2,5
Diploneis fontium Reichardt & Lange--Bert.	z	5		0,17	0,18						
Diploneis krammeri Lange-Bert. & Reichardt	V	7		0,17–0,37	0,32	0,18	0,18–0,35	0,19		0,18–2,78	0,15–0,52
Diploneis petersenii Hust.	3	4		0,17	0,48						
Diploneis separanda Lange-Bert.	z	9					0,18			0,18–0,39	0,15–0,97
Ellerbeckia arenaria (Moore ex Ralfs) Dorofeyuk & Kulikovskiy	?	8								0,18–1	0,15–2,47
Encyonema bipartitum (Mayer) Krammer	z	9					0,88				
Encyonema lange-bertalotii Krammer	z	8									0,17–3,41
Encyonema leibleinii (Agardh) Silva, Jahn, Ludwig & Menezes	?	8								0,18–0,37	0,15–0,38
Encyonema lunatum (W.Smith) Van Heurck	z	9		0,19							
Encyonema mesianum (Cholnoky) D.G. Mann	V										0,16–0,19
Encyonema minutum (Hilse) D.G. Mann	*	8		0,17–4,74	1,77–7,71	0,2–4,55					0,15–0,32
Encyonema perpusillum (Cl.) D.G. Mann	G	4					0,18				
Encyonema reichardtii (Krammer) D.G. Mann	*	8		0,18–0,34	0,65–1,07	0,18–7,32		0,19			
Encyonema silesiacum (Bleisch) D.G. Mann	*	8		0,53 – 5,38	0,18 – 2,58	0,18 – 0,19	0,18–0,55	0,19	0,20	0,18 – 0,60	0,15 – 11,53

Encyonema ventricosum (Agardh) Grun.	*	8								0,19	0,19 – 2,53
Encyonema vulgare Krammer	3	4		0,19	0,32 – 0,36						
Encyonopsis cesatii (Rabenh.) Krammer	*	7		0,19			0,53				
Encyonopsis krammeri Reichardt	z	5								0,18	0,15 – 0,39
Encyonopsis lanceola (Grun.) Krammer	z	5			0,18		0,18	0,19			
Encyonopsis subminuta Krammer & Reichardt	R	5					0,18				
Encyonopsis cf. *falaisensis* (Grun.) Krammer	G	5					2,63				
Encyonopsis sp.							0,18				
Eucocconeis laevis (Østrup) Lange-Bert.	*	7		0,19–0,36	0,18–0,2	0,19–0,35	0,18–0,35				
Eunotia bilunaris (Ehrenb.) Schaarschmidt	?	8									0,19
Eunotia kruegeri Lange-Bert.	z	3								0,19	
Eunotia minor (Kutz.) Grun.	*	7					0,18				
Eunotia nymanniana Grun.	3	3		0,35	0,16–0,18						
Eunotia paludosa Grun.	V	7	V		0,16						
Eunotia rhomboidea Hust.	V	5	R		0,16						
Eunotia tenella (Grun.) Hust.	V	5		0,17							
Eunotia valida Hust.	G	5	I				0,18				
Eunotia cf. *palatina* Lange-Bert. & Krüge	z			0,18							
Eunotia cf. *valida* Hust.	G	5					0,88				
Fallacia insociabilis (Krasske) D.G. Mann	*	8			0,18–0,2					0,18–0,92	0,18–0,39
Fallacia lange-bertalotii (Reichardt) Reichardt	z	5					0,18			0,38	0,18
Fallacia lenzi Lange-Bert.	3	8									0,15–0,31
Fallacia sublucidula (Hust.) D.G. Mann	*	8								0,18–0,74	0,16–0,67
Fragilaria distans (Grun.) Bukht.	z										0,38

Fragilaria gracilis Østrup	*	8			0,19	1,82					
Fragilaria pararumpens Lange-Bert., Hofmann & Werum	z	8		0,17–6,54	0,37–10,6	0,18–3,18					
Fragilaria tenera (W.Smith) Lange-Bert.	V	8	V		0,20						
Frustulia vulgaris (Thwaites) De Toni	?	8		0,17–0,36	0,16–0,57	0,17–0,19	0,18			0,19–0,6	0,17–0,57
Geissleria acceptata (Hust.) Lange-Bert. & Metzeltin	G	8	R	0,34–4,9	0,16–0,41	0,18–2,85	0,18–0,53	1,34–2,29	2,22–3,8		
Geissleria gereckei Cantonati & Lange-Bert. [Syn. *Placogeia gereckei* (Cantonati & Lange-Bert.) Bukht.]	z						0,53	1,53–14,48	0,59		
Geissleria paludosa (Hust.) Lange-Bert. & Metzeltin	3	4					0,53		0,29	0,19	
Gomphonema angustius Reichardt	z	5		0,19–0,36	0,18–2,03	0,18–2,1					
Gomphonema angustivalva Reichardt	z	9					0,53	0,19–4,03	0,29–1,01		
Gomphonema angustum Agardh	V	5		0,17–0,37	0,18–1,6	0,17–0,37	0,18–3,74	0,2–2,1	0,4–0,88	0,18–6,45	0,15–1,34
Gomphonema bohemicum Reichelt & Fricke	3		E	0,19							
Gomphonema clavatum Ehrenb.	*	8		0,19	0,32						
Gomphonema drutelginense Reichardt	z	9					0,53–0,92	0,19–1,33	0,20	0,19	0,17
Gomphonema elegantissimum Reichardt & Lange-Bert.	z	8					0,71		0,29		
Gomphonema gracile Ehrenb.	D	9			0,19						
Gomphonema hebridense Greg.	V	7	R				0,18				
Gomphonema innocens Reichardt	z	8									0,18–0,39
Gomphonema longiceps Ehrenb.	*	9					0,18				
Gomphonema micropus Kütz.	*	8		0,17–3,55	0,16–3,04	0,36–2,44	0,53–0,74	0,57–0,76	0,20	0,18	0,17
Gomphonema minutum (Agardh) Agardh	?	8			0,18	0,18	0,18	4,03	1,21		
Gomphonema montanum Schumann	*	5		0,19			0,70				
Gomphonema olivaceum (Hornemann) Bréb.	?	8				0,17					

Gomphonema parvulius (Lange-Bert. & Reichardt) Lange-Bert. & Reichardt	3	4		0,17	0,18–0,65						
Gomphonema parvulum (Kütz.) Kütz.	3	8		0,19–0,53	0,18–2,42	0,18–0,52	0,18–0,37				
Gomphonema productum (Grun.) Lange-Bert. & Reichardt	D	5		0,18–0,52	0,37			0,19			
Gomphonema pumilum (Grun.) Reichardt & Lange-Bert.	*	8		0,19	0,18	0,19–0,87					
Gomphonema pumilum var. *rigidum* Reichardt & Lange-Bert.	z	8					0,18–1,23	1,33–1,41			
Gomphonema sarcophagus Greg.	V	7	V				0,18				
Gomphonema subclavatum (Grun.) Grun.	*	8		0,52	0,16	0,18	0,37				
Gomphonema tergestinum (Grun.) Schmidt	G	8	I	0,19–0,36	0,18–2,03	0,18–1,83					
Gomphonema utae Lange-Bert. & Reichardt	D	8		0,18–1,09	0,32		0,35–0,36	0,19		0,19	0,19–0,39
Gomphonema variscohercynicum Lange-Bert. & Reichardt	z	5		2,45	0,18		0,35				
Gyrosigma atteunatum (Kütz.) Rabenh.	?	8								0,18–1,0	0,16–14,42
Gyrosigma obtusatum (Sullivant & Wormley) C.S.Boyer	*	8								0,18	0,17–0,19
Halamphora montana (Krasske) Levkov	*	8			0,16–0,18						
Halamphora normanii (Cl.) Levkov	V	7					0,18–0,53			0,18–2,05	0,15–0,19
Hantzschia abundans Lange-Bert.	?	8		0,17	0,18	0,18		0,19		0,18–0,19	0,17–0,20
Hantzschia amphioxys (Ehrenb.) W.Smith	?	8			0,16						
Hantzschia calcifuga Lange-Bert.	D	9		0,19						0,18–0,19	0,20
Hantzschia vivacior Lange-Bert.	D	9								0,18	
Hippodonta capitata (Ehrenb.) Lange-Bert., Metzeltin & Witkowski	*	8									0,19
Humidophila brekkaensis (Petersen) Lowe, Kociolek, Johansen, Van de Vijver, Lange-Bert. & Kopalová	V	8		0,17–0,55	0,48–0,76	0,17–0,79			0,20	0,19	
Humidophila contenta (Grun.) Lowe, Kociolek, Johansen, Van de Vijver, Lange-Bert. & Kopalová	?	9		0,17–0,18	0,16–0,41	0,17	0,18–0,35	0,19		0,18–2,0	0,17–1,36

Humidophila dissimilis (Moser, Lange-Bert. & Metzeltin) Lowe, Kociolek, Johansen, Van de Vijver, Lange-Bert. & Kopalová	z	6			0,95						
Humidophila perpusilla (Grun.) Lowe, Kociolek, Johansen, Van de Vijver, Lange-Bert. & Kopalová	?	8		0,17–0,37	0,16–0,37	0,20	2,67–41,51	0,76–1,41	1,82	0,18–1,65	0,17–1,33
Iconella hibernica (Ehrenb.) Ruck & Nakov	*									0,19	0,39–3,23
Luticola acidoclinata Lange-Bert.	R	5	R	0,18–0,19	0,18–0,61						
Luticola binodeforims Levkov, Metzeltin & A.Pavlov	z	6								0,19	
Luticola pitranensis Levkov, Metzeltin & A.Pavlov	z									0,19–0,39	0,16–0,37
Luticola pseudoimbricata Levkov, Metzeltin & A.Pavlov	z										0,18
Mayamaea fossalis (Krasske) Lange-Bert. var. *fossalis*	*	8		0,35–0,91	0,16						
Mayamaea lacunolaciniata (Lange-Bert. & Bonik) Lange-Bert.	D	9		0,18							
Mayamaea sp.						0,35					
Meridion circulare (Greville) Agardh	?	8		0,35–6,53	0,89–4,06	0,18–1,02	0,18–0,35	0,38–0,96		0,18	0,19
Microcostatus kuelbsii (Lange-Bert.) Lange-Bert.	R	6								0,29–2,59	0,37–12,43
Muelleria gibbula (Cl.) Spaulding & Stoermer	G	5									0,18–0,39
Navicula antonii Lange-Bert.	?	8		0,18–2,23	0,16–2,03	0,17	0,18–0,92	0,19–0,81	0,61–1,0	0,18–0,58	0,17–6,45
Navicula aquaedurae Lange-Bert.	*	8		0,17							
Navicula arctotenelloides Lange-Bert. & Metzeltin	z						0,18				
Navicula catalanogermanica Lange-Bert. & Hofmann	R	6								0,19	0,17–0,19
Navicula cataracta-rheni Lange-Bert.	R	5						0,76	0,20		
Navicula cryptocephala Kütz.	?	8		0,18–0,86	0,18–1,15	0,19–0,36		0,19		0,18- 2,20	0,19–5,51

Navicula cryptofallax Lange-Bert. & Hofmann	*	8								0,19–0,39	0,19–27,04
Navicula cryptotenella Lange-Bert.	?	8		0,17–1,05	0,18–0,37	0,17–1,02	0,37	0,4–0,57		0,19–1,23	0,19–4,47
Navicula cryptotenelloides Lange-Bert.	*	8							0,6–3,24		
Navicula exilis Kütz.	G	4		0,37–1,93	0,18–2,42	0,18	0,18	0,57	0,61–1,0		
Navicula fontana Żelazna-Wieczorek, Lange-Bert., Olszyński & Witkowski	z							0,38	0,20		
Navicula gregaria Donkin	?	8		0,35–0,86	0,53–1,6	0,18				0,18–0,19	0,16–2,36
Navicula hintzii Lange-Bert.	R	6							0,20		
Navicula lanceolata Ehrenb.	?	8								0,37	0,19–0,58
Navicula lundii Reichardt	D	8		0,36–2,41	0,71–3,04	0,56	0,37–0,53	0,38–0,76	0,29–0,61	0,19–0,74	0,15–1,04
Navicula metareichardtiana Lange-Bert. & Kusber [Syn. *Navicula reichardtiana* Lange-Bert.]	?	8									0,19–1,75
Navicula moskalii Metzeltin, Witkowski & Lange-Bert.	z	8	R	0,55	0,38–0,71	0,18–0,19					0,17–1,16
Navicula notha Wallace	G	3	I	0,19–1,58	0,16	0,18				0,18	
Navicula radiosa Kütz.	?	8		0,17–0,19	0,16–0,18	0,18–0,19				0,19	0,17–0,37
Navicula reichardtii Grun.	z	8					0,18	0,19–3,81			
Navicula splendicula Van Landingham	V	5	V				0,18	1,14–1,34	0,20		
Navicula subadnata Hust.	D									0,19	
Navicula tenelloides Hust.	*	8		0,18–0,34	0,19–1,42					0,18–0,4	0,15–0,57
Navicula tripunctata (O.F.Müller) Bory	?	8								0,19–6,96	0,19–1,39
Navicula vilaplanii (Lange-Bert. & Sabater) Lange-Bert. & Sabater	R	8								0,37	0,15–0,39
Navicula viridula (Kütz.) Ehrenb.	?	8								0,19–0,4	0,44–2,5
Navicula cf. sp. 4				0,69	0,16–0,61	0,35–1,02					
Navicula sp. 1				0,55							
Navicula sp. 4 [według/according to-Lange-Bertalot (2001)]							0,36	0,38–6,67	3,4–8,53		

Neidiomorpha binodeformis (Krammer) Cantonati, Lange-Bert. & Angeli	G	5									0,17
Neidium alpinum Hust.	3	3	E								0,19
Neidium binodis (Ehrenb.) Hust.	V	7		0,18							
Neidium cf. *affine* (Ehrenb.) Pfitzer	V	7		0,69	0,16						
Neidium cf. *binodeforme* Krammer	G	5		0,19							
Nitzschia abbreviata Hust. ex Simonsen	D									0,20	
Nitzschia acidoclinata Lange-Bert.	*	7		0,19–17,3	0,18–2,58	0,41–1,5	0,18–0,53	0,20		0,18–1,35	0,38–0,58
Nitzschia alpina Hust.	G	4		0,37–2,63	0,18–1,29	0,55	0,18–1,93	0,20	0,20	0,18–0,39	
Nitzschia alpinobacillum Lange-Bert.	3	3									0,17–0,39
Nitzschia amphibia Grun.	*									019–0,2	0,18–0,35
Nitzschia archibaldii Lange-Bert.	*	8		0,17–0,73							
Nitzschia bulnheimiana (Rabenh.) H.L.Smith	R	8	R								0,15
Nitzschia dissipata var. *dissipata* (Kütz.) Rabenh.	?	8			0,32–0,37	0,18–0,79					0,17–1,54
Nitzschia frustulum (Kütz.) Grun.	?	8								0,19–1,59	
Nitzschia hantzschiana Rabenh.	*	5		0,55–2,41	0,18.-1,29	0,19	0,55			0,4–2,12	0,15–0,95
Nitzschia linearis W.Smith	?	8		0,18–2,8	0,19–2,48	0,17–0,37	0,18			0,19–1,49	0,19–3,79
Nitzschia media Hantzsch	D	7								0,18–1,2	0,18–6,17
Nitzschia palea var. *debilis* (Kütz.) Grun.	*	8		1,37	0,18–0,57						0,17–6,0
Nitzschia perminuta (Grun.) M.Peragallo	?	8		0,56–3,47	0,37–1,34	0,87–1,87	0,18–0,53				0,46
Nitzschia pura Hust.	*	8								0,18–0,99	0,31–11,99
Nitzschia pusilla Grun.	?	8		0,35–1,03	0,16–2,3	0,35					
Nitzschia recta Hantzsch ex Rabenh.	?	8								0,40	0,19–0,59
Nitzschia sociabilis Hust.	?	8			0,18						
Nitzschia sublinearlis Hust.	*	8									0,17–0,39
Nitzschia subtilis (Kütz.) Grun.	*	8									1,33

Nitzschia sp.							0,18				
Nupela silvahercynia (Lange-Bert.) Lange-Bert.	R	4		0,35		0,35		0,38	2,0–2,35		
Odontidium mesodon (Ehrenb.) Kütz.	*	8		0,53–10,28	0,71–30,2	0,7–4,31	1,75–19,75	2,42–15,68	1,18–5,2	5,64–88,65	0,19–32,83
Orthoseira roeseana (Rabenh.) Pfitzer	V	9					0,53			0,18–0,19	0,18–0,38
Paraplaconeis cracoviensis Lange-Bert. & Wojtal	z	6								0,37	0,19–0,38
Pinnularia borealis Ehrenb.	?	8		0,17–0,35	0,18–0,73	0,18–0,2					
Pinnularia brebissonii var. *minuta* Krammer	z			0,36	0,20						
Pinnularia divergens W.M.Smith	V	7		0,18							
Pinnularia frauenbergiana Reichardt	R	5								0,19	
Pinnularia frauenbergiana var. *caloneiopsis* Lange-Bert. & Werum	z	9		0,18							
Pinnularia frequentis Krammer	z	8		0,17–0,19	0,18–0,32					0,19	0,19
Pinnularia grunowii Krammer	z	8		0,18–0,19							0,17–0,19
Pinnularia isselana Krammer	D	9			0,16						0,17–0,2
Pinnularia kuetzingii Krammer	*	9									0,19
Pinnularia marchica Schönfelder	z	5		0,19–0,7	0,41						
Pinnularia microstauron (Ehrenb.) Cl.	V	7	V	0,70	0,20						
Pinnularia microstauron var. *rostrata* Krammer	z			0,19–0,35	0,16–0,2						
Pinnularia obscura Krasske	?	8		0,18–0,36	0,19–0,73	0,19					0,15–0,38
Pinnularia obscuriformis Krammer	z	5								0,19	
Pinnularia peracuminata Krammer	D	5		0,18		0,41				0,18–0,19	
Pinnularia perirrorata Krammer	z	8		0,17–2,63	0,18–0,97						0,18
Pinnularia rupestris Hanzsch	G	5	E	0,19							
Pinnularia schoenfelderi Krammer	G	5	E	0,18	0,20						
Pinnularia silvatica Petersen	V	9		2,28	0,2–0,32						

Pinnularia sinistra Krammer	*	8		0,88	0,18–0,61						
Pinnularia subcapitata Greg.	*	8		0,18							
Pinnularia subcommutata var. *nonfasciata* Krammer	z	5			0,20		0,18			0,18	0,17
Pinnularia subrupestris Krammer	G	5		0,53							
Pinnularia viridiformis Krammer	G	5	E	0,19							
Placoneis paraelginensis Lange-Bert.	z	9		0,18–0,19	0,16–0,37		0,18				
Planothidium dubium (Grun.) Round & Bukht.	*	8								0,18	0,19–0,76
Planothidium frequentissimum (Lange-Bert.) Lange-Bert.	?	8		0,19–6,48	0,53–4,04	0,19–1,4	0,53–1,40	1,21–2,49		0,95–31,84	2,17–9,06
Planothidium lanceolatum (Bréb. ex Kütz.) Lange-Bert.	?	8		0,17–0,88	0,18–0,81	0,19–0,52	1,47–4,45	3,24–7,86	3,4–6,26	0,19–9,12	0,18–0,59
Planothidium reichardtii Lange-Bert. & Werum	z	9								0,19–12,57	7,78–30,83
Platessa conspicua (Mayer) Lange-Bert.	?	8							0,59		
Platessa holsatica (Hust.) Lange-Bert.	*	8						0,95			
Platessa montana (Krasske) Lange-Bert.	3	4					0,18		0,40		
Psammothidium acidoclinatum (Lange-Bert.) Lange-Bert.	z	8			0,18–0,76						
Psammothidium altaicum (Poretzky) Bukht.	G	3		0,19							
Psammothidium bioretii (Germ.) Bukht. & Round	V	8		0,17–0,37	0,16–0,38	0,36–0,87					
Psammothidium grischunum (Wuth.) Bukht. & Round	G	7		0,19–2,63	0,16–0,71	0,17–0,19	2,02–3,38	0,6–7,27	0,81–11		
Psammothidium helveticum (Hust.) Bukht. & Round	*	8		0,35							
Psammothidium subatomoides (Hust.) Bukht. & Round	V	7		0,19–1,93	0,18 -1,06	0,56–2,62					
Psammothidium daonense (Grun.) Bukht. & Round	3				0,65–1,22	2,27					

Pseudofallacia monoculata (Hust.) Liu, Kociolek & Wang	*	8									0,19
Reimeria fontinalis Levkov & Ector	z					0,20					
Reimeria sinuata (Greg.) Kociolek & Stoermer	?	8		0,17–0,37	0,18 -3,25	0,18–35,17	0,18–0,89	0,19–6,48	0,81–2		
Reimeria uniseriata Sala, Guerrero & Ferrario	z	8		0,19	0,41–0,55	0,35–41,27		0,40	2,02		
Reimeria cf. *ovata* (Hust.) Levkov & Ector	?	5				3,25					
Reimeria sp.						0,87					
Sellaphora atomoides (Grunow) C.E. Wetzel & Van de Vijver	?	9		0,73–1,4		0,17	0,18				
Sellaphora crassulexigua (Reichardt) C.E. Wetzel & Ector	D			0,34–0,73	0,19						
Sellaphora elorantana (Lange-Bert.) C.E. Wetzel	z				0,18–0,48	0,35					
Sellaphora harderi (Hust.) Foets & C.E. Wetzel	z	6					0,18				0,19–0,32
Sellaphora hustedtii (Krasske) Lange-Bert. & Werum	R	5	V								0,15–1,16
Sellaphora laevissima (Kütz.) D.G. Mann	V	8		0,19							
Sellaphora medioconvexa (Hust.) C.E. Wetzel	R				0,16–0,2						
Sellaphora nigri (De Notaris) C.E. Wetzel & Ector	?			0,19–8,41	0,19–2,91	0,36–1,02	0,18			0,19	
Sellaphora pseudopupula (Krasske) Lange-Bert.	z	5	E		0,20						
Sellaphora pupula (Kütz.) Mereschk.	?	9								0,40	0,17–0,97
Sellaphora saugerresii (Desm.) C.E. Wetzel & D.G. Mann	?						0,37		0,59	0,38	
Sellaphora seminulum (Grun.) D.G Mann	z	8		0,17–7,88	0,16–0,53		1,75–2,14	0,19–0,6	0,81	0,18–2,8	0,15–1,93
Sellaphora stroemii (Hust.) Kobayasi	3	3					0,37				

Sellaphora verecunda (Hust.) C.E. Wetzel, Ector, Van de Vijver, Compère & D.G. Mann	z										0,38
Sellaphora cf. *laevissima* (Kütz.) D.G. Mann		8						0,38			
Simonsenia delognei (Grun.) Lange-Bert.	?	8								0,19- 0,37	0,17–2,53
Stauroneis acidoclinata Lange-Bert. & Werum	z	9		0,18	0,16						
Stauroneis amphicephala Kütz.	z	9		0,17							
Stauroneis gracilis Ehrenb.	z	7	V	0,19							
Stauroneis muriella Lund	R	6		0,18							
Stauroneis parathermicola Lange-Bert.	z	8		0,18–0,34	0,16–0,37						
Stauroneis pseudagrestis Lange-Bert. & Werum	z	9		0,17–0,35	0,18–0,36			0,19		0,19	0,15–0,38
Stauroneis separanda Lange-Bert. & Werum	z	7		0,17	0,16					0,19–0,4	0,15–2,31
Stauroneis smithii Grun.	*	8		0,17–0,18							0,15–0,37
Stauroneis thermicola (Petersen) Lund	*	8	R	0,88	0,18–0,65	0,17–0,79	0,18	0,38			
Staurosira construens Ehrenb.	?	8								0,19	
Staurosira venter (Ehrenb.) Cl. & Moeller	?	8		0,36		0,17					0,16
Staurosirella leptostauron (Ehrenb.) Williams & Round	?	8								0,18 -0,2	0,15 -0,97
Staurosirella martyi (Hérib.) Morales & Manoylov	*	8									0,76
Staurosirella pinnata (Ehrenb.) Williams & Round	?	9								0,18 -0,19	0,15–2,66
Stephanodiscus hantzschii Grun.	?	8									0,16
Surirella angusta Kütz.	*	8		0,18–0,75	0,16–0,76	0,18–0,19					0,15–0,39
Surirella brebissonii var. *kuetzingii* Krammer & Lange-Bert.	?	8									0,19
Surirella minuta Bréb.	?	8		0,18–0,19	0,19–0,65	0,19					
Surirella spiralis Kütz.	V	7		0,19							0,19
Surirella terricola Lange-Bert. & Alles	*	9								0,19	0,17–0,19
Ulnaria ulna (Nitzsch) Compère	*	9								0,18–0,37	0,15–0,32

Podsumowanie

Zróżnicowanie taksonomiczne okrzemek w badanych źródłach wskazuje na każde z nich jako ekosystem silnie zróżnicowany pod względem warunków środowiska. Stanowią one „hotspoty" różnorodności gatunkowej okrzemek nie tylko dla regionu Bieszczady Zachodnie, ale również dla bioty okrzemkowej Polski. Daje to podstawy do rekomendacji uwzględnienia źródlisk bieszczadzkich jako siedlisk zagrożonych zgodnie z koncepcją ochrony siedlisk i wskazania kategorii zagrożenia dla siedlisk a nie poszczególnych gatunków (Chytrý i in. 2019). Trudno jest ustalić, oszacować kategorię zagrożenia dla pojedynczego gatunku okrzemki bez rozpoznania jego występowania nie tylko lokalnie w różnych ekosystemach, ale i w skali regionalnej oraz krajowej lub globalnej. Współwystępowanie w określonym typie siedliska gatunków rzadko notowanych oraz zachowanie seminaturalnych warunków tych środowisk, ograniczone oddziaływanie bezpośrednie i pośrednie wskazują na konieczność ochrony tych siedlisk oraz objęcie ich stałym monitoringiem w celu obserwacji zmian wynikających z globalnych skutków działalności człowieka.

Literatura

Bąk M., Witkowski A., Żelazna-Wieczorek J., Wojtal A., Szczepocka E., Szulc K., Szulc B. 2012. Klucz do oznaczania okrzemek w fitobentosie na potrzeby oceny stanu ekologicznego wód powierzchniowych w Polsce. Warszawa: 1–452.

Cantonati M. 1998. Diatom communities of springs in the Southern Alps. Diatom Research 13 (2): 201–220, DOI: 10.1080/0269249X.1998.9705449.

Cantonati M., Bertuzzi E., Spitale D. 2007. The spring habitat: biota and sampling methods. Monografie del Museo Tridentino di Scienze Naturali, 4. Trento.

Cantonati M., Bilous O., Spitale D., Angeli N., Segadelli S., Bernabè D., Lichtenwöher K., Gerecke R., Saber A. A., 2022a. Diatoms from the springs ecosystems selectes for the long-term monitoring of climate-change effects in the Berchtesgaden National Park (Germany). Water 14(3): 381, DOI: 10.3390/w14030381.

Cantonati M., Füreder L., Gerecke R., Jüttner I., Cox E. J. 2012. Crenic habitats, hotspots for freshwater biodiversity conservation: toward an understanding of their ecology. Freshwater Science 31(2): 463–480.

Cantonati M., Hofmann G., Spitale D., Werum M., Lange-Bertalot H. 2022b. Diatom Red Lists: Important tools to assess and preserve biodiversity and habitats in the face of direct impacts and environmental change. Biodiversity and Conservation 31(2): 453–477, DOI: 10.1007/s10531–021–02339–9.

Cantonati M., Kelly M., Lange-Bertalot H. (red.) 2017. Freshwater benthic diatoms of Central Europe: over 800 common species used in ecological assessment. Koeltz Botanical Books: 1–942.

Cantonati M., Lange-Bertalot H. 2009. *Geissleria gereckei* sp. nov.(Bacillariophyta) from leaf-litter covered stones of very shaded carbonate mountain springs with extremely low discharge. Phycological research, 57(3): 171–177, DOI: 10.1111/j.1440–1835.2009.00536.x.

Cantonati M., Poikane S., Pringle C. M., Stevens L. E., Turak E., Heino J., Znachor P. 2020. Characteristics, main impacts, and stewardship of natural and artificial freshwater environments: consequences for biodiversity conservation. Water 12(1): 260, DOI: 10.3390/w12010260.

Carayon D., Tison-Rosebery J., Delmas F. 2019. Defining a new autoecological trait matrix for French stream benthic diatoms. Ecological Indicators 103: 650–658, DOI: 10.1016/j.ecolind.2019.03.055.

Cartwright J. 2019. Ecological islands: conserving biodiversity hotspots in a changing climate. Frontiers in Ecology and the Environment 17(6): 331–340, DOI: 10.1002/fee.2058.

Chytry M., Hájek M., Kočí M., Pešout P., Roleček J., Sádlo J., Šumberová K., Sychra J., Boublík K., Douda J., Grulich V., Härtel H., Hédl R., Lustyk P., Navrátilová J., Novák P, Peterka T., Vydrová A., Chobot K. 2019. Red List of Habitats of the Czech Republic. Ecological Indicators, DOI: 10.1016/j.ecolind.2019.105446.

Denys L. 1991. A check list of the diatoms in the Holocene deposits of the western Belgian coastal plain, with a survey of their apparent ecological requirements. I. Introduction, ecological code and complete list. Professional Paper Belgische Geologische Dienst, 246: 1–41.

Fernández-Martinez M., Barquin J., Bonada N., Cantonati M., Churro C., Corbera J. Delgado C., Dulsat-Masvidal M., Gardcia G., Margalef O., Pascual R., Peñuelas J., Preece C., Sabater F., Seiler H., Zamora-Marín J.M., Romero E. 2023. Mediterranean springs: Keystone ecosystems and biodiversity refugia threatened by global change. Global Change Biology, DOI: 10.1111/gcb.16997

Gillett N. D., Pan Y., Manoylov K. M., Stancheva R., Weilhoefer C. L. 2011. The potential indicator value of rare taxa richness in diatom-based stream bioassessment 1. Journal of Phycology 47(3): 471–482, DOI: 10.1111/j.1529–8817.2011.00993.x.

Hofmann G, Lange-Bertalot H, Werum M, Klee R. 2018. Rote Liste der limnischen Kieselalgen. [w]: D. Metzing, N. Hofbauer, G. Ludwig, G. Matzke-Hajek, (red.). Rote Liste der gefährdeten Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands. Band 7: Pflanzen. – Bonn (Bundesamt für Naturschutz). – Naturschutz und Biologische Vielfalt 70 (7): 601–708.

Kawecka B. 2012. Diatom diversity in streams of the Tatra National Park (Poland) as indicators of environmental conditions. W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences. Kraków: 1–211.

Krammer K. 2000. The genus *Pinnularia*. [w]: H. Lange-Bertalot (red.). Diatoms of Europe. Diatoms of Europe. Diatoms of European Inland Waters and Comparable Habitats. 1. A.R.G. Ganther Verlag K.G.: 1–703.

Krammer K. 2003. *Cymbopleura, Delicata, Navicymbula, Gomphocymbellopsis, Afrocymbella*. [w]: H. Lange-Bertalot (red.). Diatoms of Europe. Diatoms of Europe. Diatoms of European Inland Waters and Comparable Habitats. 1. A.R.G. Ganther Verlag K.G.: 1–530.

Lange-Bertalot H. 1993. 85 New Taxa and much more than 100 taxonomic clarifications supplementary to SüBwasserflora von Mitteleuropa Vol. 2/ 1–4. Bibliotheca Diatomologica 27: 1–454.

Lange-Bertalot H. 1996. Rote Liste der limnischen Kieselalgen (Bacillariophyceae) Deutschlands. Schriftenreihe für Vegetationskunde 28: 633–677.

Lange-Bertalot H. 2001. *Navicula* sensu stricte, 10 Genera Separated from *Navicula* sensu lato, *Frustulia* [w]: H. Lange-Bertalot (red.). Diatoms of Europe. Diatoms of Europe. Diatoms of European Inland Waters and Comparable Habitats. 2. A.R.G. Ganther Verlag K.G.: 1–526.

Levkov Z., Mitić-Kopanja D., Reichardt E. 2016. *The diatom genus Gomphonema from the Republic of Macedonia*. [w]: *H. Lange-Bertalot* (red.). Diatoms of Europe. 8. Koeltz Botanical Books: 1–552.

Noga T. 2019. Valuable habitats of protected areas in southern Poland-a source of rare and poorly known diatom species. Acta Societatis Botanicorum Poloniae 88(1), DOI: 10.5586/asbp.3595.

Noga T., Kochman N., Peszek Ł., Stanek-Tarkowska J., Pajączek A. 2014a. Diatoms (*Bacillariophyceae*) in rivers and streams and on cultivated soils of the Podkarpacie Region in the years 2007–2011. Journal of Ecological Engineering, 15(1): 6–25, DOI: 10.12911/22998993.1084168

Noga T., Stanek-Tarkowska J., Pajączek A., Peszek Ł., Kochman N., Woźniak K. 2013a. Application of diatoms to assess the quality of the waters of the Baryczka stream, left-side tributary of the River San. Journal of Ecological Engineering 14(3): 8–23, DOI: 10.5604/2081139X.1055818.

Noga T., Stanek-Tarkowska J., Pajączek A., Peszek Ł., Kochman N., Kozak E., Kędziora Ł., Wąsacz P. 2013b. Wstępne rozpoznanie okrzemek *Bacillariophyceae* Jeziorek Duszatyńskich (Bieszczady Zachodnie). Roczniki Bieszczadzkie 21: 127–146.

Noga T., Stanek-Tarkowska, Pajączek A., Kochman N., Peszek Ł. 2014b. Ecological assessment of the San River water quality on the area of the San Valley Landscape Park. Journal of Ecological Engineering 15(4): 12–22, DOI: 10.12911/22998993.1125453.

Noga T., Rybak M., Stanek-Tarkowska J., Pajączek A., Koman-Kędziora N., Peszek Ł. 2016a. Ekspansja okrzemki *Didymosphenia geminata* (Lyngbye) M. Schmidt w potokach bieszczadzkich. Roczniki Bieszczadzkie 24: 305–311.

Noga T., Stanek-Tarkowska J., Rybak M., Kochman-Kędziora N., Peszek Ł., Pajączek A. 2016b. Diversity of diatoms in the natural, mid-forest Terebowiec stream – Bieszczady National Park. Journal of Ecological Engineering 17: 232–247, DOI: 10.12911/22998993/64506.

Noga T., Poradowska A., Peszek Ł., Rybak M. 2018. Rare calciphilous diatoms from the genus *Gomphonema* (Bacillariophyta) in lotic waters of SE Poland. Oceanological and Hydrobiological Studies 47(1): 27–40, DOI: 10.1515/ohs-2018–0004

Płaczkowska E., Siwek J., Maciejczyk K., Mostowik K., Murawska M., Rzonca B. 2018. Groundwater capacity of a flysch-type aquifer feeding springs in the Outer Eastern Carpathians (Poland). Hydrology Research, 49(6): 1946–1959, DOI: 10.2166/nh.2018.200.

Rybak M., Noga T., Stanek-Tarkowska J. 2017. Występowanie okrzemek z rodzaju *Psammothidium* Bukhtiyarova & Round i wybranych gatunków z rodzaju *Achnanthidium* Kütz. w potokach bieszczadzkich. Roczniki Bieszczadzkie 25: 339–354.

Rybak M., Poradowska A., Kochamn-Kędziora N., Peszek Ł., Noga T., Stanek-Tarkowska J. 2018. Okrzemki (Bacillariophyta) Torfowiska Wołosate (Bieszczadzki Park Narodowy). Roczniki Bieszczadzkie 26: 169–183.

Rybak M., Noga T., Peszek Ł. 2019. Zbiorowiska okrzemek (*Bacillariophyta*) potoku Rzeczyca i jego dopływu (Bieszczadzki Park Narodowy). Roczniki Bieszczadzkie 27: 361–384.

Siemińska J., Bąk M., Dziedzic J., Gąbka M., Gregorowicz P., Mrozińska T., Pelechaty M., Owsianny P.M., Pliński M., Witkowski A. 2006. Red list of the algae in Poland. [w]: Z. Mirek, K. Zarzycki, W. Wojewoda, Z. Szeląg (red.). Red list of plants and fungi in Poland. W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences, Kraków: 37–52.

Stevens L. E., Aly A. A., Arpin S. M., Apostolova I., Ashley G. M., Barba P. Q., Voldoire O. 2021. The ecological integrity of spring ecosystems: A global review. Earth Systems and Environmental Sciences, Reference Module, Elsevier, DOI: 10.1016/B978–0-12–821139–7.00111–2.

Van Dam H., Martens A., Sinkeldam J. 1994. A coded checklist and ecological indicator values of freshwater diatoms from the Netherlands. Netherlands Journal of Aquatic Ecology 28(1): 117–133.

Werum M., Lange-Bertalot H. 2004. Diatoms in springs from Central Europe and elsewhere under the influence of hydrogeology and anthropogenic impacts. [W:] H. Lange-Bertalot (red.). *Iconographia Diatomologica*, 13, 1–417. A.R.G. Gantner Verlag K.G.

Wojtal A.Z. 2013. Species composition and distribution of diatom assemblages in spring waters from various geological formations in southern Poland. J. Cramer, Gebrüder Borntraeger Verlagsbuchhandlung, Stuttgart. Bibliotheca Diatomologica 59: 1–436.

Wołowski K. 2011. Preliminary studies on euglenoids and other algal flora of the peat bog Wołosate in Bieszczady National Park. Fragmenta Floristica et Geobotanica Polonica 18 (1):131–146.

Żelazna-Wieczorek J. 2011. Diatom flora in springs of Łódź Hills (Central Poland). Diatom Monographs, 13: 1–420, A.R.G. Gantner Verlag K.G.

Żelazna-Wieczorek J. 2012. Okrzemki *Bacillariophyta* źródeł i odcinków źródłowych potoków w górnym odcinku rzeki San. Roczniki Bieszczadzkie 20: 220–229.

Żelazna-Wieczorek J., Knysak P. 2017. Okrzemki (Bacillariophyta) źródła na Przełęczy Goprowskiej (Bieszczadzki Park Narodowy) w ocenie wpływu ruchu turystycznego. Roczniki Bieszczadzkie 25: 321–338.

Żelazna-Wieczorek J., Mostowik K. 2019. Różnorodność gatunkowa okrzemek Bieszczadzkiego Parku Narodowego: okrzemki źródła Elizy na Połoninie Wetlińskiej. Roczniki Bieszczadzkie 27: 345–360.

Summary

Springs are perceived as important ecosystems in terms of biodiversity conservation, they also reflect environmental changes caused by human impact and natural changes. Nevertheless, springs are considered globally threatened habitats due to direct and indirect anthropopressure. The study of diatom species diversity in two springs located in the Bieszczady National Park – spring at Goprowska Pass and on Połonina Wetlińska, and one spring located in the buffer zone of the national park – Dwerniczek, allowed to record a total number of 303 diatom species. The number of species on the diverse springs was as follows: spring at Goprowska Pass – 174 taxa, the Eliza Spring – 114 taxa, and spring Dwerniczek – 153 taxa. The studied springs differed in the number of diatoms identified in available microhabitats. The most diverse microhabitat in terms of the number of species in two springs located in the protected area was bryophytes. The opposite tendency was observed in the spring – Dwerniczek. Moreover, each spring was distinguished by the presence of species that were only recorded in one of the three springs. The highest number of such species was identified in spring at the Goprowska Pass. Among the total number of species recorded, there exist numerous diatoms that are rarely observed in Poland and are present in at least one of the analyzed Red Lists of Algae or Diatoms. Examples of these species are, among others: *Cymbopleura austriaca*, *Eunotia kruegeri*, *Navicula notha,* and *Nitzschia alpinobacillum*. The taxonomic diversity of diatoms in the studied springs shows

that each of them is an ecosystem strongly differentiated in terms of environmental conditions that they constitute "hotspots" of diatom species diversity, not only for the Western Bieszczady region, but also for the diatom biota of Poland. According to the concept of habitat protection and the indication of categories of threats to habitats, Bieszczady springs should be included as endangered habitats, instead of indication categories of threat for individual species.