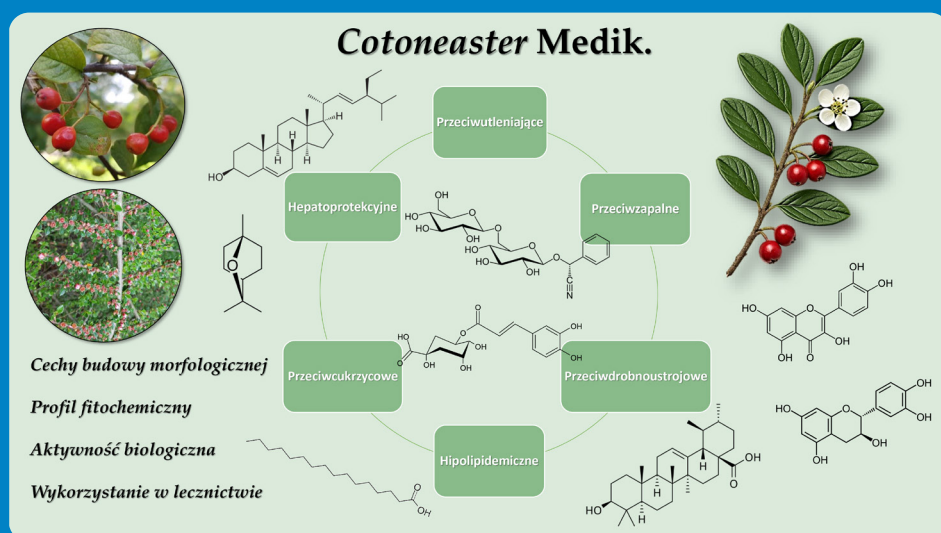


AGNIESZKA KICEL
KACPER PLASZCZYK

RODZAJ *COTONEASTER MEDIKUS* (ROSACEAE): WIĘCEJ NIŻ ROŚLINY OZDOBNE? CHARAKTERYSTYKA FITOCHEMICZNA I WŁAŚCIWOŚCI PROZDROWOTNE



AGNIESZKA KICEL^{1*} 
KACPER PLASZCZYK²

RODZAJ *COTONEASTER* MEDIKUS (ROSACEAE): WIĘCEJ NIŻ ROŚLINY OZDOBNE? CHARAKTERYSTYKA FITOCHEMICZNA I WŁAŚCIWOŚCI PROZDROWOTNE THE GENUS *COTONEASTER* MEDIKUS (ROSACEAE): MORE THAN ORNAMENTALS? PHYTOCHEMICAL PROFILE AND HEALTH-PROMOTING PROPERTIES

¹ Katedra i Zakład Farmakognozji, Wydział Farmaceutyczny, Uniwersytet Medyczny w Łodzi

² Studenckie Koło Naukowe, Katedra i Zakład Farmakognozji, Wydział Farmaceutyczny,
Uniwersytet Medyczny w Łodzi

* agnieszka.kicel@umed.lodz.pl; (042) 677 91 67

Seria monografii naukowych dotyczących zagadnień z zakresu dyscyplin nauk farmaceutycznych, nauk medycznych i nauk o zdrowiu.

Wydawnictwo recenzowane i punktowane na zasadach zgodnych z Rozporządzeniem MNiSW z dnia 22 lutego 2019 r. w sprawie ewaluacji jakości działalności naukowej (Dz.U. 2019 poz. 392 z późn. zm.; tekst jednolity: Dz.U. 2022 poz. 661).

RADA NAUKOWA

dr hab. Monika A. Olszewska, prof. uczelni – Redaktor naczelna
prof. dr hab. Monika Łukomska-Szymańska – Zastępca redaktor naczelnej
prof. dr hab. Iwona Cygankiewicz
dr hab. Małgorzata Pikala, prof. uczelni

REDAKTOR PROWADZĄCA

dr hab. Małgorzata Pikala, prof. uczelni

REDAKCJA JĘZYKOWA

Magdalena Kokosińska

KOREKTA

Magdalena Zagrobelna

OPRACOWANIE GRAFICZNE

Tomasz Przybył

**RODZAJ COTONEASTER MEDIKUS (ROSACEAE): WIĘCEJ NIŻ ROŚLINY OZDOBNE?
CHARAKTERYSTYKA FITOCHEMICZNA I WŁAŚCIWOŚCI PROZDROWOTNE**
Łódź 2026

WYDAWNICTWO UNIwersYTETU MEDYCZNEGO W ŁODZI

<http://wydawnictwo.umed.pl/>

e-mail: editorial@reports.umed.pl

Unikatowy identyfikator Wydawnictwa: 60000

(Komunikat Ministra Edukacji i Nauki z dnia 22 lipca 2021 r. w sprawie wykazu wydawnictw publikujących recenzowane monografie naukowe)

ISBN 978-83-67198-60-8

WYDANIE PIERWSZE



© 2026. Pewne prawa zastrzeżone na rzecz autorów. Opublikowane na licencji Creative Commons Uznanie Autorstwa (CC BY) (<https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/legalcode.pl>).

Licencjobiorca: Wydawnictwo Uniwersytetu Medycznego w Łodzi. Zezwala się na wykorzystanie treści monografii zgodnie z licencją – pod warunkiem zachowania niniejszej informacji licencyjnej oraz wskazania autorów jako właścicieli praw do tekstu.

Streszczenie: Rodzaj *Cotoneaster* Medikus – irga (*Rosaceae*) obejmuje około 500 gatunków występujących głównie w Eurazji, ze szczególnym zróżnicowaniem gatunkowym w rejonach górskich Chin i Himalajów. W tradycyjnej medycynie ludowej Iranu, Turcji, Mongolii i Tybetu rośliny te wykorzystywano w leczeniu m.in. reumatyzmu, cukrzycy, chorób sercowo-naczyniowych, żółtaczki, stanów gorączkowych i kaszlu. Niniejszy przegląd syntetyzuje dane fitochemiczne i farmakologiczne, dokumentuje zróżnicowanie około 100 zidentyfikowanych składników w poszczególnych gatunkach i organach roślinnych rodzaju *Cotoneaster*. Do głównych grup zidentyfikowanych metabolitów należą flawonoidy, proantocyjanidyny, kwasy fenolowe, triterpeny, fitosterole, glikozydy cyjanogenne, kwasy tłuszczowe oraz związki lotne. Liście irg charakteryzują się najwyższą zawartością polifenoli spośród badanych organów roślinnych; ich stężenie wzrasta w ekstraktach alkoholowo-wodnych. Ekstrakty hydrofilowe i związki izolowane z irg wykazały także istotną aktywność przeciwutleniającą (m.in. w testach DPPH, ABTS, FRAP, CUPRAC), przeciwzapalną, przeciwdrobnoustrojową, przeciw pasożytniczą, hipoglikemiczną, hipolipidemiczną oraz hepatoprotekcyjną, ocenianą głównie w badaniach *in vitro*, z pojedynczymi doniesieniami z badań *in vivo*, przypisaną głównie wysokiej zawartości flawonoidów i proantocyjanidyn. W niektórych gatunkach stwierdzono obecność glikozydów cyjanogennych (prunazylna w zakresie 0,5–5,0% w liściach; amygdalina <0,1% w owocach). Jednorazowe podanie owoców zwierzętom w dawce $\leq 0,5$ g/kg nie wywołało objawów toksycznych, co wymaga potwierdzenia w dalszych badaniach toksykologicznych. Do głównych luk badawczych należą: brak badań klinicznych, ograniczona standaryzacja substancji roślinnych oraz niedostateczne dane dotyczące farmakokinetyki i biodostępności. Wskazane są dalsze, ukierunkowane badania izolacyjne i mechanistyczne, rzetelne badania aktywności *in vivo* oraz dobrze zaprojektowane badania kliniczne oceniające potencjał terapeutyczny rodzaju *Cotoneaster*.

Słowa kluczowe: irga, skład chemiczny, aktywność farmakologiczna, metabolity wtórne, medycyna tradycyjna, ekstrakty roślinne

Abstract: The genus *Cotoneaster* Medik. (*Rosaceae*) comprises approximately 500 species distributed predominantly across Eurasia, with particularly high diversity in the mountainous regions of China and the Himalayas. In the traditional folk medicine of Iran, Turkey, Mongolia, and Tibet, these plants have been employed in the treatment of rheumatism, diabetes, cardiovascular disorders, jaundice, febrile conditions, and cough. This review synthesizes phytochemical and pharmacological data, documenting the variability of nearly 100 identified constituents across different species and plant organs of *Cotoneaster*. The principal metabolite classes include flavonoids, proanthocyanidins, phenolic acids, triterpenes, phytosterols, cyanogenic glycosides, fatty acids, and volatile compounds. Leaves of *Cotoneaster* species are characterized by the highest polyphenol content among the investigated plant organs; their concentrations increase in hydroalcoholic extracts. Hydrophilic extracts and isolated compounds from *Cotoneaster* exhibit significant antioxidant activity (as evidenced by DPPH, ABTS, FRAP, and CUPRAC assays), along with anti-inflammatory, antimicrobial, antiparasitic, hypoglycemic, hypolipidemic, and hepatoprotective effects, evaluated predominantly in *in vitro* studies, with only isolated reports from *in vivo* investigations, largely attributable to abundant flavonoids and proanthocyanidins. Cyanogenic glycosides were detected in some taxa (prunasin in the range of 0.5–5.0% in leaves; amygdalin <0.1% in fruits); a single oral administration of fruits to animals at ≤ 0.5 g/kg produced no overt toxicity, although a comprehensive toxicological evaluation is required. Major research gaps include the absence of clinical trials, limited standardization of plant material, and insufficient pharmacokinetic and bioavailability data. Further targeted isolation and mechanistic studies, robust *in vivo* investigations, and well-designed clinical trials are warranted to evaluate the therapeutic potential of the genus *Cotoneaster*.

Keywords: *Cotoneaster*, chemical composition, pharmacological activity, secondary metabolites, traditional medicine, plant extracts

Spis treści

1. Wprowadzenie	9
2. Metodyka przeglądu literatury i kryteria doboru publikacji	10
3. Rys historyczny	10
4. Charakterystyka farmakognostyczna	11
4.1. Systematyka i rozpowszechnienie.....	11
4.2. Charakterystyka botaniczna	13
5. Skład chemiczny	14
5.1. Flawonoidy i proantocyjanidyny	14
5.2. Fenolokwasy	22
5.3. Fitoaleksyny.....	23
5.4. Glikozydy cyjanogenne.....	23
5.5. Triterpeny, fitosterole i kwasy tłuszczowe	24
5.6. Olejek eteryczny	26
5.7. Węglowodany.....	26
5.8. Karotenoidy i tokoferole	26
6. Aktywność biologiczna	27
6.1. Tradycyjne zastosowania w lecznictwie	27
6.2. Aktywność farmakologiczna.....	28
6.2.1. Aktywność antyoksydacyjna.....	28
6.2.2. Aktywność przeciwzapalna.....	38
6.2.3. Aktywność przeciwdrobnoustrojowa.....	38
6.2.4. Aktywność przeciwmalaryczna.....	40
6.2.5. Efekty antydyslipidemiczne, przeciwcukrzycowe oraz hepatoprotekcyjne	40
6.2.6. Aktywność hamująca enzymy	41
6.2.7. Aktywność przeciwosteoporotyczna.....	42
6.2.8. Aktywność przeciwżółtaczkowa	42
6.2.9. Aktywność cytotoksyczna.....	43
7. Perspektywy badawcze	43
Bibliografia	46

Wykaz skrótów

- 8-izo-PGF_{2α}** – 8-izo-prostaglandyna F_{2α} (ang. *8-iso-prostaglandin F_{2α}*)
- AA** – kwas askorbinowy (ang. *ascorbic acid*)
- ABTS** – kation rodnikowy kwasu 2,2-azynobis(3-etylobenzotiazolino)-6-sulfonowego (ang. *2,2-azynobis(3-ethylbenzothiazoline)-6-sulfonic acid radical cation*)
- ACAE** – akarboza (ang. *acarbose*)
- AChE** – acetylocholinoesteraza (ang. *acetylcholinesterase*)
- AD** – choroba Alzheimera (ang. *Alzheimer's disease*)
- ALP** – fosfataza zasadowa (ang. *alkaline phosphatase*)
- ALT** – aminotransferaza alaninowa (ang. *alanine aminotransferase*)
- AST** – aminotransferaza asparaginianowa (ang. *aspartate aminotransferase*)
- BChE** – butyrylocholinoesteraza (ang. *butyrylcholinesterase*)
- BHA** – butylowany hydroksyanizol (ang. *butylated hydroxyanisole*)
- BHT** – 2,6-di-tert-butylo-4-metylofenol (ang. *2,6-di-tert-butyl-4-methylphenol*)
- CC** – chromatografia kolumnowa (ang. *column chromatography*)
- CC₅₀** – stężenie substancji, które powoduje śmierć 50% komórek w populacji komórkowej w warunkach *in vitro* (ang. *the concentration of a substance that causes the death of 50% of cells in a cell population under in vitro conditions*)
- CHA** – kwas chlorogenowy (ang. *chlorogenic acid*)
- CN⁻** – anion cyjankowy (ang. *cyanide anion*)
- COL1A1** – kolagen, typ I, alfa 1 (ang. *collagen, type I, alpha I*)
- CUPRAC** – test zdolności do redukcji jonów miedzi (II) (ang. *Cupric Reducing Antioxidant Capacity*)
- DMPD** – test redukcji kationu rodnikowego N,N-dimetylo-p-fenylendiaminy (ang. *N,N-dimethyl-p-phenylenediamine radical cation reduction test*)
- DPPH** – test zmiatania rodnika 2,2-difenylo-1-pikrylohydrazylowego (DPPH*) (ang. *2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl radical scavenging test*)
- EC₅₀/IC₅₀** – efektywne/inhibycyjne stężenie (μg/mL, mg/mL) materiału roślinnego (MR) lub ekstraktu/frakcji wymagane do zmniejszenia początkowego stężenia rodników lub reaktywnych form tlenu o 50% (ang. *effective/inhibitory concentration (μg/mL, mg/mL) of extract/fraction or plant material (PM) required to reduce the initial concentration of radicals or reactive oxygen species by 50%*)
- ECA** – kwas elagowy (ang. *ellagic acid*)
- EDTA** – kwas etylenodiaminotetraoctowy (ang. *ethylenediaminetetraacetic acid*)
- EMA** – Europejska Agencja Leków (ang. *European Medicines Agency*)
- FPXIII** – Farmakopea Polska XIII (ang. *Polish Pharmacopoeia XIII*)
- FRAP** – test zdolności do redukcji jonów żelaza (III) (ang. *Ferric Reducing Antioxidant Power*)
- GAE** – równoważnik kwasu galusowego (ang. *gallic acid equivalent*)
- GALE** – galantamina (ang. *galantamine*)
- GC-MS** – chromatografia gazowa sprzężona ze spektrometrią mas (ang. *gas chromatography-mass spectrometry*)
- GGTP** – gamma-glutamylotransferaza (ang. *gamma-glutamyltransferase*)
- H₂O₂** – nadtlenek wodoru / test zmiatania nadtlenu wodoru (ang. *hydrogen peroxide / hydrogen peroxide scavenging test*)
- HAT** – mechanizm przeniesienia atomu wodoru (ang. *hydrogen atom transfer*)
- HCN** – cyjanowodór (ang. *hydrogen cyanide*)
- HCT116** – komórki raka okrężnicy (ang. *colon cancer cells*)
- HeLa** – komórki raka szyjki macicy (ang. *cervical cancer cells*)
- HEp-2** – komórki ludzkiego nabłonka typu 2 (ang. *human type 2 epithelial cells*)
- HEPG-2** – komórki raka wątrobowokomórkowego (ang. *hepatocellular carcinoma cells*)
- HPLC-PDA** – wysokosprawna chromatografia cieczowa z detekcją fotodiodową (ang. *high-performance liquid chromatography with photodiode array detection*)
- HSV-1** – wirus opryszczki typu 1 (ang. *herpes simplex virus type 1*)

HYAL – hialuronidaza (ang. *hyaluronidase*)
IL-6 – interleukina-6 (ang. *interleukin-6*)
IPNI – Międzynarodowy Spis Nazw Roślin (ang. *The International Plant Names Index*)
KAE – kwas kojowy (ang. *kojic acid*)
LDL – lipoproteiny o niskiej gęstości (ang. *low-density lipoproteins*)
LOX – lipooksygenaza (ang. *lipoxygenase*)
LPS – lipopolisacharyd (ang. *lipopolysaccharide*)
MC3T3-E1 – przedosteoblastyczna linia komórkowa z kalwarii zarodka myszy (ang. *preosteoblastic cell line from mouse embryo calvaria*)
MCDK – komórki nerkowe psa (ang. *dog kidney cells*)
MDBK – zdrowe komórki nerkowe bydła (ang. *Madin-Darby bovine kidney cells*)
ME – ekstrakt metanol-woda (7:3, v/v) (ang. *methanol-water extract, 7:3, v/v*)
MIC – minimalne stężenie hamujące (ang. *minimum inhibitory concentration*)
MR – materiał roślinny (ang. *plant material*)
MRSA – metycylinooporny *Staphylococcus aureus* (ang. *methicillin-resistant Staphylococcus aureus*)
Na₂EDTA*2H₂O – dwuwodny etylenodiaminotetraoctan (II) sodu (ang. *sodium ethylenediamine-tetraacetate dihydrate (II)*)
NCDs – choroby niezakaźne; choroby cywilizacyjne (ang. *non-communicable diseases*)
O₂^{•-} – anionorodnik ponadtlenkowy/test zmiatania anionorodnika ponadtlenkowego (ang. *superoxide anion radical/superoxide anion radical scavenging test*)
OCN – osteokalcyna (ang. *osteocalcin*)
ONOO⁻ – nadtlenoazotyn (ang. *peroxynitrite*)
OPN – osteopontyna (ang. *osteopontin*)
OSX – białko Osterix, czynnik transkrypcyjny Sp7 (ang. *Osterix protein, Sp7 transcription factor*)
p.o. – doustnie, per os (ang. *by the oral route, orally*)
PC – chromatografia bibułowa (ang. *paper chromatography*)
PGE₂ – prostaglandyna E₂ (ang. *prostaglandin E₂*)
QU – kwercetyna (ang. *quercetin*)
ROS/RNS – reaktywne formy tlenu lub azotu (ang. *reactive forms of oxygen or nitrogen*)
RU – rutyna (ang. *rutin*)
s.m. – sucha masa (ang. *dry mass*)
SET – mechanizm przeniesienia pojedynczego elektronu (ang. *single electron transfer*)
SIZ – strefa zahamowania wzrostu (ang. *zone of inhibition*)
TBARS – test inhibicji peroksydacji kwasu linolowego z kwantyfikacją substancji reagujących z kwasem tiobarbiturowym (ang. *linoleic acid peroxidation inhibition test with quantification of substances reacting with thiobarbituric acid*)
TBHQ – *tert*-butylohydrochinon (ang. *tert-butylhydroquinone*)
TC – cholesterol całkowity (ang. *total cholesterol*)
TG – trójglicerydy (ang. *triglycerides*)
TGF-β – transformujący czynnik wzrostu beta (ang. *transforming growth factor beta*)
TNF-α – czynnik martwicy nowotworu alfa (ang. *tumour necrosis factor alfa*)
TX – Trolox
Vero – komórki nerkowe zielonej małpy (ang. *green monkey kidney cells*)
VLDL – lipoproteiny o bardzo niskiej gęstości (ang. *very low-density lipoproteins*)

1. Wprowadzenie

Od wieków substancje roślinne i otrzymywane z nich preparaty stanowiły element codziennej diety, dostarczając organizmowi składników odżywczych i prozdrowotnych. Jednak w krajach gospodarczo rozwiniętych wykorzystanie surowców pochodzenia roślinnego zostało znacznie ograniczone na rzecz syntetycznych substancji leczniczych oraz wysoko przetworzonej żywności. Wyjątek stanowią kraje azjatyckie, m.in. Chiny, Mongolia, Iran, Turcja czy Indie, gdzie preparaty roślinne i żywność funkcjonalna wciąż odgrywają kluczową rolę w profilaktyce chorób niezakaźnych (ang. *non-communicable diseases*, NCDs), tzw. chorób cywilizacyjnych, jak choroby układu sercowo-naczyniowego, nowotwory, przewlekłe choroby układu oddechowego oraz cukrzyca (WHO, 2014). Aktualnie kraje europejskie również zaczęły promować zdrowy styl życia – zachęcają do spożywania żywności prozdrowotnej, do aktywności fizycznej oraz ograniczenia alkoholu i tytoniu (Al-Gubory, 2014).

Obecnie uważa się, że podstawą rozwoju wielu chorób NCDs jest stres oksydacyjny, definiowany jako „zaburzenie równowagi prooksydacyjno-antyoksydacyjnej w kierunku reakcji utleniania” (Sies, 2015). W warunkach homeostazy reaktywne formy tlenu lub azotu (ROS/RNS) są kontrolowane przez antyoksydacyjne systemy obronne naszego organizmu. Natomiast w warunkach patologicznych generowanie wolnych rodników i innych czynników utleniających przekracza możliwości obronne organizmu, prowadzi to do oksydacyjnych uszkodzeń lipidów, białek i kwasów nukleinowych, co może stanowić istotny impuls w patogenezie wielu chorób NCDs (Sheu, Nauduri i Anders, 2006; Lugrin i in., 2014; Abdelazim i Abomughaid, 2024; Bartosz, 2024). W związku z tym rola egzogennych antyoksydantów, w tym polifenoli roślinnych, staje się coraz bardziej istotna w profilaktyce i wczesnym leczeniu chorób cywilizacyjnych.

Prowadzone od dziesięcioleci badania fitochemiczne pozwoliły na izolację tysięcy polifenoli roślinnych, należących do wyspecjalizowanych metabolitów roślinnych biosyntetyzowanych z węglowodanów, głównie w szlaku kwasu szikimowego. Związki tej grupy charakteryzują się zróżnicowaną strukturą oraz masą cząsteczkową, i w zależności od licznych grup hydroksylowych oraz sposobu połączenia pierścieni aromatycznych, obejmują zarówno małowcząsteczkowe kwasy fenolowe przez flawonoidy po grupę wielcząsteczkowych garbników o masie do 3000 Da (Dini i Grumetto, 2022).

W obliczu rosnącego zainteresowania krajów rozwiniętych suplementacją diety preparatami pochodzenia naturalnego istotnym kierunkiem badawczym współczesnej fitochemii jest poszukiwanie nowych źródeł leku roślinnego, w tym źródeł ekstraktów roślinnych o wysokiej zawartości polifenoli ze zdefiniowanym potencjałem leczniczym. Dlatego wiele tradycyjnie stosowanych substancji roślinnych doczekało się już udokumentowania swojego profilu fitochemicznego, zdefiniowania aktywności biologicznej i bezpieczeństwa terapeutycznego. Wśród licznych gatunków z rodziny *Rosaceae* kilka dostarcza dobrze scharakteryzowanych substancji roślinnych, zarejestrowanych w monografiach farmakopealnych (FP XIII, 2023) oraz przez Europejską Agencję Leków (EMA, 2026). W ostatnim czasie uwagę zwrócono także na rodzaj *Cotoneaster* Medikus, grupujący liczne taksony cenione nie tylko za walory dekoracyjne, ale także za ich tradycyjne wykorzystanie w medycynie azjatyckiej, m.in. tureckiej, pakistańskiej, mongolskiej i irańskiej (Jerzak, 2007; Khan i in., 2009; Sokkar i in., 2013).

Dostępne doniesienia naukowe dokonują przeglądu składu chemicznego oraz aktywności biologicznej rodzaju *Cotoneaster* koncentrując się głównie na szczegółowej analizie pojedynczych gatunków, zwłaszcza występujących we florze azjatyckiej, takich jak *C. racemiflorus* oraz *C. microphyllus* (Al-Snafi, 2016; Swati i in.; 2018, Kicel i in.; 2020; Krzemińska i Szewczyk, 2024). Taki zakres tematyczny dotychczasowych opracowań odzwierciedla rosnące zainteresowanie tym rodzajem, jednak dostępna literatura pozostaje rozproszona i fragmentaryczna, co utrudnia pełne zrozumienie jego różnorodności fitochemicznej oraz potencjału leczniczego. Ponadto, biorąc pod uwagę szerokie zróżnicowanie gatunkowe rodzaju *Cotoneaster*, istnieje wyraźna potrzeba całościowego oraz systematycznego zestawienia dostępnych danych literaturowych. Takie podejście umożliwi identyfikację luk badawczych, ułatwi porównania między gatunkami i wskaże kierunki dalszych badań, szczególnie w kontekście poszukiwania nowych substancji roślinnych o potencjalnym zastosowaniu leczniczym. Dlatego celem niniejszej publikacji jest syntetyczne przedstawienie aktualnego

stanu wiedzy na temat rodzaju *Cotoneaster* w okresie obejmującym lata 1974–2025. W monografii uwzględniono charakterystykę morfologiczną, profil fitochemiczny oraz potencjalne zastosowanie lecznicze wybranych gatunków rodzaju *Cotoneaster*.

2. Metodyka przeglądu literatury i kryteria doboru publikacji

Przegląd danych literaturowych dotyczących rodzaju *Cotoneaster* Medikus (*Rosaceae*) został przeprowadzony w oparciu o bazy danych: PubMed, Google Scholar, Web of Science oraz Science Direct. W wyszukiwaniu zastosowano słowa kluczowe: „*Cotoneaster*” „*Cotoneaster species*” oraz właściwe terminy uzupełniające: „phytochemistry”, „chemical composition”, „flavonoids”, „proanthocyanidins”, „phenolic acids”, „triterpenes”, „phytosterols”, „cyanogenic glycosides”, „fatty acids”, „volatile compounds”, „biological activity”, „pharmacological activity”, „antioxidant”, „anti-inflammatory”, „antimicrobial”, „hepatoprotective”, „hypoglycemic”, „hypolipidemic” i „toxicology”. Wyszukiwanie ograniczono do artykułów: (a) pełnotekstowych, (b) w języku angielskim lub polskim, (c) dokumentujących skład chemiczny różnych gatunków rodzaju *Cotoneaster* i poszczególnych organów roślinnych, (d) opisujących aktywność biologiczną i farmakologiczną surowców, ekstraktów lub związków izolowanych (m.in. działanie przeciwutleniające, przeciwzapalne, przeciwdrobnoustrojowe, przeciw pasożytnicze, hipoglikemiczne, hipolipidemiczne, hepatoprotekcyjne), (e) dostarczających danych dotyczących bezpieczeństwa stosowania, w tym obecności glikozydów cyjanogennych (prunazylna, amygdalina) i potencjalnej toksyczności, (f) obejmujących aspekty botaniczne i biogeograficzne rodzaju *Cotoneaster*, (g) odnoszących się do tradycyjnych zastosowań roślin w medycynie ludowej Iranu, Turcji, Mongolii i Tybetu, (h) dokumentujących luki badawcze, takie jak brak badań klinicznych, ograniczona standaryzacja ekstraktów oraz niedostateczne dane o farmakokinetyce i biodostępności. W sumie wyodrębniono 108 artykułów naukowych opublikowanych w latach 1974–2025. Do przeglądu włączono również monografie roślinne, pozycje książkowe oraz wiarygodne źródła internetowe o charakterze naukowym lub instytucjonalnym. Wykluczono publikacje niepełnotekstowe, prace bez jednoznacznej identyfikacji materiału roślinnego, doniesienia niezawierające oryginalnych danych oraz artykuły niezwiązane z fitochemią, aktywnością biologiczną lub bezpieczeństwem stosowania rodzaju *Cotoneaster*. Wzory chemiczne przedstawionych związków przygotowano w oparciu o dane z bazy SciFinder (CAS), natomiast ich wizualizację wykonano w programie ChemSketch (ACD/Labs).

3. Rys historyczny

Rodzaj *Cotoneaster* Medik. – irga, został formalnie wyodrębniony w 1793 r. przez niemieckiego lekarza Friedricha Medikusa, czterdzieści lat po pierwszym opublikowaniu przez Karola Linneusza w dziele *Species Plantarum* (1753 r.) opisu gatunku *Mespilus cotoneaster* – irga pospolita (aktualnie *Cotoneaster integerrimus*) i wstępnym zaklasyfikowaniu irg do rodzaju *Mespilus* – nieszpułka. Nazwa *Cotoneaster* powstała z połączenia łacińskiego słowa *malum cotoenum* oznaczającego pigwę (*Cydonia*) z przedrostkiem – *aster*, który wskazuje na podobieństwo, lecz o nieco niższej jakości (Jerzak, 2007).

Pierwszą monografię rodzaju *Cotoneaster* opracował niemiecki botanik Hermann Zabel. Jego praca z 1897 r., w której opisał 24 gatunki irg, stała się podstawą do wstępnej klasyfikacji irg (Jerzak, 2007). Z biegiem czasu pojawiły się kolejne propozycje usystematyzowania tej grupy roślin, zwłaszcza w drugiej połowie XX wieku. Na przykład szwedzcy botanicy K.E. Flinck i B. Hylmö od 1962 r. opublikowali serię prac, w których opisali morfologiczne cechy 99 gatunków irg występujących w Europie oraz opracowali klucz do ich identyfikacji (Jerzak, 2007). Inne ważne opracowania obejmują pracę A. Grevtcovej z Ukrainy, dotyczącą gatunków *Cotoneaster* występujących na terenach byłego ZSRR, oraz badania A. Nohela z Brny, właściciela największej kolekcji irg w Europie (Grevtcova, 1999; Jerzak, 2007). W Polsce dr E. Jerzak jest jedną z czołowych popularyzaterek rodzaju *Cotoneaster*. Pozycja jej autorstwa *Irgi uprawiane w Polsce* opisuje cechy morfologiczne 78 gatunków irg, zawiera klucz do ich identyfikacji oraz informacje o ich naturalnych siedliskach i największych kolekcjach dendrologicznych w Polsce (Jerzak, 2007).

4. Charakterystyka farmakognostyczna

4.1. Systematyka i rozpowszechnienie

Rodzaj *Cotoneaster* Medik. – irga, jest jednym z najbardziej zróżnicowanych gatunkowo rodzajów w obrębie rodziny *Rosaceae*, podrodziny *Maloideae* (Reveal, 2012). Klasyfikacja taksonomiczna gatunków tego rodzaju okazała się jednak problematyczna, co uczyniło ją interesującą dla botaników podejmujących się próby jej uporządkowania. W 1893 r. niemiecki botanik B. Koehne zaproponował podział irgi na dwie sekcje: *Cotoneaster* i *Chaenopetalum* z uwzględnieniem różnic w morfologii kwiatów oraz sposobie ich rozkwitania (Jerzak, 2007; Seneta i Dolatowski, 2021). W 1963 r. chiński botanik Te-Tsun Yu również przyjął liczbę kwiatów w kwiatostanach jako podstawowe kryterium klasyfikacji. W jego systemie irgi zostały podzielone na trzy sekcje: *Densiflos* (gatunki z kwiatostanami zawierającymi powyżej 20 kwiatów), *Cotoneaster* (6–15 kwiatów) oraz *Uniflora* (1–5 kwiatów w kwiatostanie) (Li i in., 2014). W 1995 r. botanicy J. Fryer i B. Hylmö uznali za właściwy podział na dwie sekcje, zaproponowany wcześniej przez Koehnego, a także wprowadzili dalszą klasyfikację. Podzielili sekcję *Cotoneaster* na 12 kolejnych serii, a sekcję *Chaenopetalum* na 10 kolejnych serii. Podział irgi w sumie na 22 serie został oparty na zróżnicowaniu cech morfologicznych, takich jak forma wzrostu rośliny (od płożącej do prosto wzniesionej), rozmiar i stopień owłosienia liści, liczba kwiatów w kwiatostanie, kształt i kolor płatków korony oraz kolor, rozmiar i stopień owłosienia owoców (Dickoré i Kasperek, 2010). Na podstawie oceny powyższych cech do sekcji *Cotoneaster* zaliczono serie: *Adpressi*, *Nitentes*, *Lucidi*, *Melanocarpi*, *Cotoneaster*, *Acuminati*, *Simonsioides*, *Glomerulati*, *Bullati*, *Franchetioides*, *Dielsiani* oraz *Zabelioides*, natomiast do sekcji *Chaenopetalum* serie: *Megalocarpi*, *Multiflori*, *Racemiflori*, *Insignes*, *Hebephylli*, *Tomentelli*, *Salicifolii*, *Microphylli*, *Chaenopetalum* oraz *Pannosi* (tab. 1) (Cullen, 2011).

Na podstawie badań filogenetycznych przeprowadzonych w 2014 r. uznano, że poprzedni podział rodzaju *Cotoneaster* oparty na liczbie kwiatów w kwiatostanie, zaproponowany wcześniej przez Yu, jest nieuzasadniony. Potwierdzono natomiast trafność klasyfikacji Koehnego. Jednocześnie stwierdzono, że podział sekcji *Cotoneaster* na serie *Cotoneaster* i *Adpressi* oraz sekcji *Chaenopetalum* na serie *Microphylli* i *Chaenopetalum*, zaproponowany przez Fryera i Hylmö, budzi wątpliwości, ponieważ wyszczególnione serie nie są monofiletyczne (Li i in., 2014).

Liczba taksonów reprezentujących rodzaj *Cotoneaster* także nie jest jednoznacznie ustalona. Według zestawienia B. Phippsa (1990 r.) istnieje 261 gatunków irgi, natomiast Dickoré i Kasperek wskazują na 500 gatunków (2010 r.), podczas gdy indeks IPNI obejmuje ponad 600 gatunków (2024 r.) (Jerzak, 2007; Dickoré i Kasperek, 2010; The International Plant Index, 2018). Problem w określeniu liczby gatunków wynika z wysokiej zmienności osobniczej w obrębie rodzaju *Cotoneaster*, spowodowanej apomiksją i poliploidalnością. Stwierdzono, że 92% gatunków *Cotoneaster* to tetraploidy ($2n=68$), jednak znanych jest co najmniej 60 taksonów występujących także w formach od di- do nawet pentaploidalnej, które mogą się krzyżować i tworzyć niepłodne hybrydy, zdolne do rozmnażania bezpłciowego w apomiktyczny sposób. Prowadzi to do powstania gatunków określanych mianem „drobne gatunki”, „mikrogatunki”, zbliżone do siebie w budowie cech morfologicznych, bez wyraźnych cech różnicujących. Dlatego morfologiczne podobieństwo mikrogatunków mogło doprowadzić do powielenia opisów tych samych gatunków irgi. Ponadto powstałe hybrydy, a następnie poliploidalne apomikty, rozpowszechniły się w uprawie, zanim zostały formalnie opisane (Jankun, 1993; Jerzak, 2007; Li i in., 2014).

Naturalnym siedliskiem irgi są obszary Eurazji, szczególnie tereny górskie w centralnych oraz południowo-zachodnich Chinach i wschodnich Himalajach. Niektóre gatunki chętnie zasiedlają także obszary wschodniej Syberii, Korei, Nepalu, Tajwanu, północnej Tajlandii, Birmy, Indii i Pakistanu (Kaszmir). Do tej pory nie odnotowano natomiast przypadków występowania irgi w Japonii (Dickoré i Kasperek, 2010). Środowiskiem naturalnym irgi są tereny górskie. Występują na wysokościach do 4000 m n.p.m., najczęściej w piętrze lasów, piętrze alpejskim i subalpejskim, jak również na skalistych stokach, w wąwozach i na polanach górskich lasów. Irgi szeroko rozpowszechniły się również w Europie. Przedstawiciele tego rodzaju można znaleźć zarówno w cieplejszych rejonach Starego

Kontynentu (np. w Turcji, Grecji, na Krecie, w Hiszpanii), w strefie klimatu umiarkowanego (środkowa i zachodnia Europa – m.in. Polska, Węgry, Czechy, Słowacja, Francja) oraz na północy Europy (Skandynawia, Finlandia). Irgi rosną również w północno-zachodniej części Afryki (m.in. Maroku i Algierii) oraz w Ameryce Północnej (głównie w Meksyku) (Phipps i in., 1990; Wu i in., 2003; Dickoré i Kasperek, 2010; Romo i Boratyński, 2014; Seneta i Dolatowski, 2021).

Doniesienia literaturowe na temat liczebności naturalnie występujących irg w Europie także nie są jednoznaczne. Sennikov w 2009 r. przypisał Europie 22 gatunki, natomiast Dickoré i Kasperek wskazali w 2010 r. tylko 3 gatunki, tj. *C. integerrimus* Medik., *C. laxiflorus* Lindl. i *C. tomentosus* Lindl. W Polsce w stanie naturalnym występują 4 gatunki *Cotoneaster*, tj. *C. lucidus* Schldtl., *C. tomentosus* Lindl., *C. integerrimus* Medik. i *C. niger*. Ze względu na dekoracyjność irg, w tym atrakcyjność i różnorodność pokroju, jesienią przebarwiają się liście, intensywność kwitnienia i owocowania, rośliny te można spotkać w kompozycjach ogrodowych miejskich parków, przydomowych ogrodów oraz w kolekcjach dendrologicznych (Jerzak, 2007).

Tabela 1. Taksonomiczny podział rodzaju *Cotoneaster* Medikus (Jerzak, 2007)

Sekcja	Seria*	Modelowe gatunki	
<i>Cotoneaster</i>	<i>Adpressi</i> G. Klotz (8)	<i>C. nanshan</i> Mottet, <i>C. horizontalis</i> Decne., <i>C. hjelmqvistii</i> Flinck et B. Hylmö, <i>C. divaricatus</i> Rehder et E.H. Wilson	
	<i>Lucidi</i> Pojark. (8)	<i>C. lucidus</i> Schldtl., <i>C. acutifolius</i> Turcz., <i>C. villosulus</i> Flinck et B. Hylmö, <i>C. pseudoambiguus</i> J. Fryer et B. Hylmö	
	<i>Melanocarpi</i> Pojark. (5)	<i>C. melanocarpus</i> Lodd. ex C.K. Schneid., <i>C. polyanthemus</i> E.L. Wolf, <i>C. laxiflorus</i> Lindl., <i>C. ignavus</i> E.L. Wolf	
	<i>Cotoneaster</i> (3)	<i>C. integerrimus</i> Medik., <i>C. tomentosus</i> Lindl., <i>C. oliganthus</i> Pojark.	
	<i>Bullati</i> Flinck et B. Hylmö (6)	<i>C. bullatus</i> Bois, <i>C. rehderi</i> Pojark., <i>C. boisianus</i> G. Klotz, <i>C. obscurus</i> Rehder et E.H. Wilson	
	<i>Dielsiani</i> G. Klotz (4)	<i>C. dielsianus</i> E. Pritz., <i>C. splendens</i> Flinck et B. Hylmö, <i>C. bradyi</i> E.C. Nelson et J. Fryer, <i>C. kitaibelii</i> Hort.	
	<i>Zabelioides</i> Flinck et B. Hylmö (4)	<i>C. zabelii</i> C.K. Schneid., <i>C. frangianus</i> T.T. Yü, <i>C. miniatus</i> Flinck et B. Hylmö, <i>C. shansiensis</i> J. Fryer et B. Hylmö	
	<i>Nitentes</i> Flinck et B. Hylmö (3)	<i>C. nitens</i> Rehder et E.H. Wilson, <i>C. harrismithii</i> Flinck et B. Hylmö, <i>C. tenuipes</i> Rehder et E.H. Wilson	
	<i>Acuminati</i> T.T. Yü (1)	<i>C. nepalensis</i> André	
	<i>Simonsioides</i> Flinck et B. Hylmö (1)	<i>C. simonsii</i> Baker	
	<i>Glomerulati</i> Flinck et B. Hylmö (1)	<i>C. tengyuehensis</i> J. Fryer et B. Hylmö	
	<i>Franchetoides</i> Flinck et B. Hylmö (3)	<i>C. franchetii</i> Bois, <i>C. sternianus</i> Boom., <i>C. mairei</i> H. Lév	
	<i>Chaenopetalum</i> Koehne	<i>Megaloarpii</i> (Pojark.) G. Klotz (2)	<i>C. megalocarpus</i> Popov, <i>C. roseus</i> Edgew.
		<i>Multiflori</i> T.T. Yü (6)	<i>C. multiflorus</i> Bunge, <i>C. calocarpus</i> Flinck et B. Hylmö, <i>C. veitchii</i> G. Klotz, <i>C. przewalskii</i> Pojark.
<i>Racemiflori</i> G. Klotz (2)		<i>C. nummularius</i> Fisch et C.A. Mey, <i>C. tauricus</i> Pojark.	
<i>Insignes</i> Pojark. (5)		<i>C. insignis</i> Pojark., <i>C. nummularioides</i> Pojark., <i>C. subacutus</i> Pojark., <i>C. hissaricus</i> Pojark.	
<i>Hebephylli</i> G. Klotz (1)		<i>C. monopyrenus</i> Flinck et B. Hylmö	
<i>Tomentelli</i> G. Klotz (1)		<i>C. tomentellus</i> Pojark.	
<i>Salicifolii</i> T.T. Yü (4)		<i>C. salicifolius</i> Franch., <i>C. hylmoei</i> Flinck et J. Fryer, <i>C. dammeri</i> C.K. Schneid.	
<i>Microphylli</i> T.T. Yü (10)		<i>C. microphyllus</i> Wall. ex Lindl., <i>C. rotundifolius</i> Wall. ex Lindl., <i>C. procumbens</i> G. Klotz, <i>C. integrifolius</i> (Roxg.) G. Klotz	

*W nawiasach podano liczbę gatunków zgrupowanych w odpowiedniej serii.

4.2. Charakterystyka botaniczna

Irgi to zwykle krzewy, rzadziej niewielkie drzewa o różnym pokroju (ryc. 1), z charakterystyką pędów od wyprostowanych, wzniesionych (*C. bullatus* Bois, *C. insignis* Pojark), lekko przewieszających się (*C. calocarpus* Flinck et B. Hylmö, *C. zabelii* C.K. Schneid.), charakterystycznie, dwustronnie rozgałęzionych na podobieństwo rybiego szkieletu (*C. horizontalis* Decne), do rozrastających się nieregularnie, poziomo (*C. conspicuus* C. Marquand) lub karłowatych, płozących się, często ukorzenionych w węzłach (*C. adpressus* Bois, *C. procumbens* G. Klotz) (Jerzak, 2007).

Liście irgi, zimozielone (*C. franchetii* Bois) lub opadające na zimę (*C. bullatus* Bois), całobrzegie, zwykle na spodzie filcowato owłosione, są różnokształtne: od eliptycznych (*C. ascendens* Flinck et B. Hylmö), przez jajowate (*C. adpressus* Bois), okrągłe (*C. horizontalis* Decne) po lancetowate (*C. salicifolius* Franch.). Szczyt liści zaokrąglony, tępy lub rzadko wcięty, nasada zaokrąglona, klinowata lub szeroko klinowata (Jerzak, 2007).

Zróżnicowanie cech morfologicznych kwiatów irgi, zebranych w kwiatostan typu wierzchołka, stało się podstawą podziału tych gatunków na dwie sekcje, w tym *Cotoneaster* (z kwiatami rozkwitającymi stopniowo, płatkami korony wyprostowanymi, barwy czerwonej, purpurowej lub różowej) oraz *Chaenopetalum* (kwiaty rozkwitają równocześnie, płatki rozpostarte, zwykle barwy białej). Kwiaty delikatne, o symetrii promienistej, obupłciowe. Kielich z pięcioma trójkątnymi działkami, owłosionymi bądź nagimi. Koronę tworzy pięć postrzępionych, wyprostowanych lub rozpostartych, wolnych płatków korony, ułożonych naprzemiennie z działkami kielicha, kształtu odwrotnie jajowatego lub okrągłego. Wewnątrz kwiatu 10–20 pręcików, z nitkami koloru białego, żółtego, różowego lub purpurowego i pylnikami barwy białej, żółtej lub purpurowej. Słupek w liczbie 1–3 dolny lub półdolny z 2–5 wolnymi, ale zrosniętymi z dnem kwiatowym owocolistkami. Większość irgi zakwita w maju, nieliczne w czerwcu (*C. franchetii* Bois, *C. salicifolius* Franch.), ich okres kwitnienia kończy się przeważnie na przełomie czerwca i lipca (Wu i in., 2003; Jerzak, 2007; Seneta i Dolatowski, 2021).

Irgi wytwarzają niezbyt duże (o średnicy 0,5–1,5 cm) owoce rzekome typu jabłko, kształtu kulistego, elipsoidalnego lub odwrotnie jajowatego. Barwa owoców od czerwono-pomarańczowej (*C. horizontalis* Decne., *C. simonsii* Baker i *C. franchetii* Bois), poprzez żywoczerwoną (*C. nanshan* Mottet, *C. tormentosus* Lindl., *C. bullatus* Bois, *C. multiflorus* Bunge), karminową (*C. divaricatus* Rehder et E.W. Wilson, *C. zabelii* C.K. Schneid), aż do wiśniowej (*C. divaricatus* Rehder et E.W. Wilson i *C. przewalskii* Pojark.). Znacznie rzadziej spotykane są owoce czarne (*C. acutifolius* Turcz., *C. melanocarpus* Popov i *C. lucidus* Schldl.). Owoce irgi można również zróżnicować na owłosione lub nagie, matowe lub błyszczące, niektóre z woskowym nalotem. Owoce zwykle z 1–5 orzeszkami. Większość irgi owocuje od lipca, sierpnia do października, ale w przypadku niektórych gatunków (*C. franchetii* Bois, *C. ignotus* G. Klotz, *C. salicifolius* Franch., *C. dammeri* C.K. Schneid, *C. horizontalis* Decne) roślina jest pokryta owocami przez całą jesień aż do zimy (Jerzak, 2007; Balaj i in., 2012; Seneta i Dolatowski, 2021).



(a)

(b)

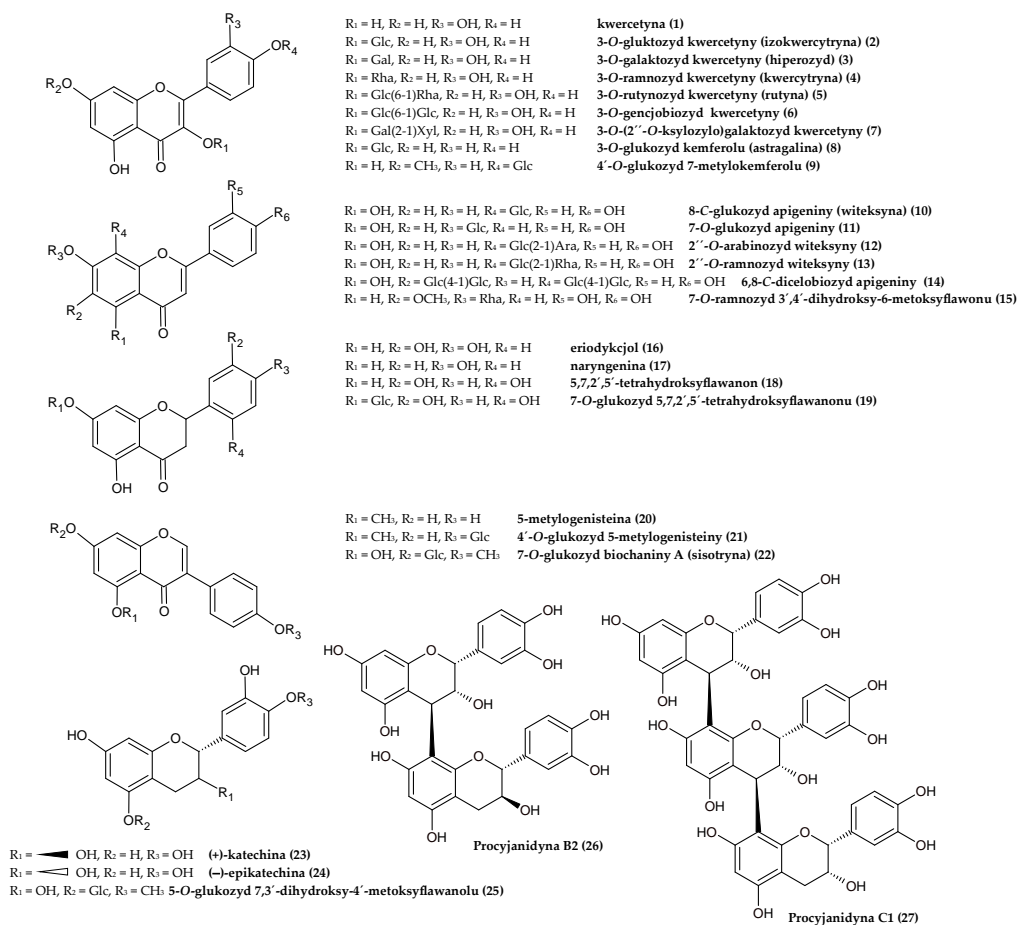
(c)

Rycina 1. Modelowe gatunki *Cotoneaster*: *C. bullatus* (a), *C. horizontalis* (b) i *C. nanshan* (c).

5. Skład chemiczny

5.1. Flawonoidy i proantocyjanidyny

Badania fitochemiczne nad roślinami z rodzaju *Cotoneaster* mają swój początek w latach 70. XX wieku. W jednej z pierwszych prac eksperymentalnych, opublikowanej w 1973 r., zidentyfikowano metodą chromatografii bibułowej (PC) (–)epikatechinę występującą w liściach *C. horizontalis* Decne., *C. francheti* Bois, *C. melanocarpa* var. *laxipolus* oraz *C. racemiflora* (Challice, 1973). Kolejne badania wykorzystujące bardziej zaawansowane techniki chromatografii kolumnowej (CC) pozwoliły na izolację z ulistnionych pędów *C. oligantha* oraz wstępną identyfikację metodami UV i IR (+)-katechiny, (–)epikatechiny oraz 3 dimerycznych proantocyjanidyn typu B (Pashinina i in., 1978). W latach 90. XX wieku, wraz z rozwojem technik spektralnych, możliwa stała się dalsza izolacja i identyfikacja licznych flawonoidów *Cotoneaster*. Przykładem może być wyodrębnienie z liści *C. thymaefolia* Hort pochodnych flawonolu: rutyny, kwercytryny; pochodnych flawanonu: 5,7,2',5'-tetrahydroksyflawanonu; 7-O-β-D-glukozydu 5,7,2',5'-tetrahydroksyflawanonu; oraz pochodnych flawonu: 2''-O-α-L-ramnozydu witeksyny i 2''-O-α-D-arabinozydu witeksyny (Palme i in., 1994). Rozpowszechnienie pod koniec XX wieku technik chromatografii cieczowej wysokiej rozdzielczości (LC-PDA) w połączeniu ze spektrometrią masową (MS) znacząco przyspieszyło badania nad rozpoznaniem profilu polifenolowego liści, pędów, kwiatów, owoców i korzeni różnych gatunków *Cotoneaster*. Zestawienie wyników badań izolacyjnych oraz analiz LC-MS, przeprowadzonych do 2025 r. (tabela 2, rycina 2), wskazuje, że flawonoidy obecne w irgach stanowią strukturalnie zróżnicowaną grupę polifenoli, obejmującą pochodne flawonolu (1–9), flawonu (10–15), flawanolu (23–25), flawanonu (16–19) i izoflawonu (20–22).



Rycina 2. Flawonoidy i proantocyjanidyny wyizolowane z różnych gatunków *Cotoneaster*.

Wykazano, że liście, kwiaty i owoce irg są szczególnie bogate we flawonole, głównie mono- i diglikozydy kemferolu i kwercetyny, z resztami cukrowymi w postaci glukozy, galaktozy i ramnozy (Ekin i in., 2016; Kicel i in., 2016; Uysal i in., 2016; Les i in., 2017; Kicel i in., 2018; Kicel i in., 2018; Kicel i in., 2019; Odontuya, 2019; Kicel i in., 2020). Spośród indywidualnych związków, izokwercetryna (2), hiperozyd (3), kwercetryna (4) i rutyna (5) zostały zidentyfikowane jako dominujące flawonoidy liści, kwiatów i owoców badanych gatunków *Cotoneaster* (tab. 2). Ponadto stwierdzono, że zawartość flawonoidów, oznaczona metodą HPLC-PDA w liściach 12 wybranych gatunków *Cotoneaster* jako suma aglikonów uwolnionych po hydrolizie kwasowej, mieści się w zakresie 2,9–14,0 mg/g s.m., z najwyższą wartością odnotowaną dla liści *C. integerrimus*. Kwercetyna została oznaczona jako dominujący aglikon liści badanych gatunków, z zawartością wahającą się od 2,6 do 13,2 mg/g s.m., co stanowiło 68–100% wszystkich oznaczonych flawonoidów (Kicel i in., 2016).

Stwierdzono również, że kora i ulistnione pędy badanych roślin *Cotoneaster* charakteryzują się występowaniem pochodnych flawanonu i flawonu, w tym odpowiednio heksozydów eriodykcjolu (16) oraz O- i C-glikozydów apigeniny (10–14) (El-Mousallamy i in., 2000; Mohamed i in., 2012; Zengin i in., 2014; Uysal i in., 2016; Kicel i in., 2019). Na uwagę zasługują również rzadko spotykane w przyrodzie flawonoidy, jak 6,8-C-dicelobiozyd apigeniny (14) wyizolowany z ulistnionych pędów *C. orbicularis*, oraz 4'-O-glukozyd 5-metylogenisteiny (21) i 7-O-glukozyd biochaniny A (22), wyodrębnione z ulistnionych pędów *C. simonsii*, liści *C. mongolica* oraz owoców i kwiatów *C. serotina* i *C. pannosa* (Cooke i Fletcher, 1974; Palme, Bilia i Morelli, 1996; Odontuya, 2019).

Markery składników proantocyjanidynowych reprezentowane przez (-)-epikatechinę (24) i (+)-katechinę (23) zostały także wykryte w licznych gatunkach rodzaju *Cotoneaster* (tab. 2, rys. 2). Literatura dotycząca tej grupy polifenoli jest ograniczona do zaledwie kilku publikacji (Pashinina i in., 1978; Kicel i in., 2016; Kicel i in., 2018; Kicel i in., 2018; Kicel i in., 2019; Kicel i in., 2020; Krzezińska

i in., 2022), jednak zauważalne jest typowe występowanie w irgach procyjanidyn typu B, głównie w postaci di-, tri- i tetramerów (–)-epikatechiny (**24**) i (+)-katechiny (**23**), z dominującymi w tej grupie procyjanidynami B2 (**26**) i C1 (**27**).

Zawartość polifenoli, w tym udział flawonoidów i procyjanidyn, oznaczono również w liściach, owocach oraz ulistnionych pędach różnych gatunków rodzaju *Cotoneaster* z zastosowaniem wysokosprawnej chromatografii cieczowej (HPLC-PDA) oraz spektrofotometrycznej metody Folina–Ciocâlteu (FC). Wyniki zestawione w tabeli 2 wskazują, że liście irg są najbogatszym źródłem polifenoli (FC: 51,7-154,3 mg GAE/g s.m.), przy czym szczególnie wysokie wartości odnotowano dla liści gatunków *C. bullatus* i *C. zabelii* (FC: 154,3 i 129,4 mg GAE/g). W suchych ekstraktach alkoholowo-wodnych, otrzymanych z liści tych gatunków, zawartość polifenoli przekraczała 300 mg GAE/g, co świadczy o ich wyjątkowo wysokiej koncentracji (tab. 2). Ponadto, zawartość polifenoli w liściach tych gatunków była porównywalna z zawartością polifenoli w liściach bogatych w te związki przedstawicieli rodziny *Rosaceae*, takich jak *Rosa canina*, *Aronia melanocarpa* i *Ribes nigrum* (Nowak i Gawlik-Dziki, 2007; Nour, Trandafir i Cosmulescu, 2014; Thi i Hwang, 2014; Kicel i in., 2016). Pozostałe substancje roślinne rodzaju *Cotoneaster* charakteryzują się niższą zawartością polifenoli, wynoszącą odpowiednio do 113,6 mg oraz 49,5 mg GAE/g s.m. w korze i owocach *C. integerrimus* (Kicel i in., 2019).

Tabela 2. Flawonoidy i procyanidyny zidentyfikowane w gatunkach *Cotoneaster*, przedstawione w kolejności chronologicznej, na podstawie oryginalnych prac opublikowanych w okresie 1974–2024

Gatunek	Organ rośliny	Metoda identyfikacji	Zidentyfikowane polifenole	Zawartość polifenoli	Literatura
<i>C. serotina</i>	kwiaty	izolacja; UV, IR	7- <i>O</i> -glukozyd biochaniny A (sissostryna) (22)	-	Cooke i Fletcher, 1974
<i>C. pannosa</i>	kwiaty, owoce	izolacja; UV, IR	7- <i>O</i> -glukozyd biochaniny A (sissostryna) (22)	-	Cooke i Fletcher, 1974
<i>C. oligantha</i>	ulistnione pędy	izolacja; UV, IR, produkty hydrolizy kwasowej	izokwercytryna (2), 3- <i>O</i> -gencjobjozyd kwercetyny (6)	-	Chumbalov i in., 1975
<i>C. thymaeifolia</i>	ulistnione pędy	izolacja; UV, IR	(+)-katechina (23), (-)-epikatechina (24), dimer procyanidyny typu B	-	Pashinina i in., 1978
	liście	izolacja; ¹ H, ¹³ C NMR, FAB-MS, UV, produkty hydrolizy kwasowej	kwercytryna (4), rutyna (5), witeksyna (10), 2''- <i>O</i> -arabinozyd witeksyny (12), 2''- <i>O</i> -ramnozyd witeksyny (13); 5,7,2',5'-tetrahydroksyflawanon (18), 7- <i>O</i> -glukozyd 5,7,2',5'-tetrahydroksyflawanonu (19)	-	Palme i in., 1994
<i>C. simonsii</i>	ulistnione pędy	izolacja; ¹ H, ¹³ C NMR, DEPT, COSY, NOESY, FAB-MS, UV, produkty hydrolizy kwasowej	4'- <i>O</i> -glukozyd 7-metylokemferolu (9), 5-metylogenisteina (20), 4'- <i>O</i> -glukozyd 5-metylogenisteiny (21), (+)-katechina (23)	-	Palme i in., 1996
<i>C. orbicularis</i>	ulistnione pędy	izolacja; ¹ H, ¹³ C NMR, HMBC, FAB-MS, UV, produkty hydrolizy kwasowej	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), rutyna (5), witeksyna (10), 2''- <i>O</i> -ramnozyd witeksyny (13), 6,8- <i>C</i> -dicelobiozyd apigeniny (14), naryngenina (17), (+)-katechina (23), (-)-epikatechina (24)	-	El-Mousallamy i in., 2000
<i>C. horizontalis</i>	ulistnione pędy	HPLC-PDA	luteolina, kwercetyna (1), naryngenina (17), (+)-katechina (23)	HPLC-PDA: 15,9 mg/g MR FC: 14,0 mg GAE/g ME	Mohamed i in., 2012
	liście	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), 3- <i>O</i> -(2''- <i>O</i> -ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7), 3- <i>O</i> -glukozydo-7- <i>O</i> -ramnozyd kwercetyny, ramnozyd-heksozyd kwercetyny, ramnozyd-heksozyd kemferolu, diramnozyd kwercetyny, (-)-epikatechina (23), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), tetramer procyanidyny typu B	FC: 73,0 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2016
	owoce	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), 3- <i>O</i> -(2''- <i>O</i> -ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer i tetramer procyanidyny typu B	FC: 30,5 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2018
<i>C. acuminatus</i>	korzeń	izolacja; ¹ H, ¹³ C NMR, FAB-MS, IR, produkty hydrolizy kwasowej	7- <i>O</i> -glukozyd apigeniny (11), 7- <i>O</i> -ramnozyd 3',4'-dihydroksy-6-metoksyflawanonu (15), (-)-epikatechina (24), 5- <i>O</i> -glukozyd 7,3'-dihydroksy-4'-metoksyflawanolu (25)	-	Sati i in., 2010
<i>C. melanocarpus</i>	liście	HPLC-PDA-MS	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), rutyna (5)	-	Holzer i in., 2013
<i>C. nummularia</i>	ulistnione pędy	HPLC-PDA	apigenina, luteolina, eriodykjol (16), (+)-katechina (23), (-)-epikatechina (24)	HPLC-PDA: 58,6 mg/g ME FC: 251,8 mg GAE/g ME	Zengin i in., 2014
<i>C. meyeri</i>	liście	HPLC-PDA	rutyna (5)	HPLC-PDA: 2,2 mg/g MR	Ekin i in., 2016

Tabela 2. Flawonoidy i procyanidyny zidentyfikowane w gatunkach *Cotoneaster...* (cd.)

C. integerrimus	pędy	HPLC-PDA	kwercetyna (1), rutyna (5), eriodykcjol (16), apigenina, hesperetyna, (-)-epikatechina (24)	HPLC-PDA: 58,6 mg/g ME; FC: 115,1 mg GAE/g ME	Uysal i in., 2016
	owoce	HPLC-PDA	kemferol, kwercetyna (1), rutyna (5), (-)-epikatechina (24)	HPLC-PDA: 20,8 mg/g ME FC: 38,5 mg GAE/g ME	Uysal i in., 2016
C. integerrimus	owoce	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	kemferol, hiperozyd (3), rutyna (5), (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer i tetramer procyanidyny typu B	HPLC-PDA: 11,4 mg/g MR FC: 49,5 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2019
	liście	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	kwercetyny (1), izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), heksozyd kemferolu, ramnozyd-heksozyd kemferolu, ramnozyd-heksozyd kwercetyny, (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27)	HPLC-PDA: 48,8 mg/g MR FC: 93,6 mg GAE/g MR HPLC-PDA: 139,0 mg/g ME FC: 241,3 mg GAE/g ME	Kicel i in., 2016; Kicel i in., 2018; Kicel i in., 2019
	kwiaty	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), heksozyd izoramnetyny, rutyna (5), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, (+)-katechina (23), (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer i tetramer procyanidyny typu B	HPLC-PDA: 36,0 mg/g MR FC: 107,0 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2019
	kora	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), heksozyd mirycetyny, ramnozyd-heksozyd kwercetyny, heksozody eriodykcjolu (16), (+)-katechina (23), (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer i tetramer procyanidyny typu B	HPLC-PDA: 34,9 mg/g MR FC: 113,6 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2019
C. bullatus	liście	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), 3-O-(2''-O-ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, diramnozyd kwercetyny, (+)-katechina (23), (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer, trimer i tetramer procyanidyny typu B	FC: 154,3 mg GAE/g MR HPLC-PDA: 84,7 mg/g ME FC: 332,9 mg GAE/g ME	Kicel i in., 2016; Kicel i in., 2018
	liście	izolacja; ¹ H, ¹³ C NMR, COSY, HMBC, HMQC, ESI-MS, produkty hydrolizy kwasowej	hiperozyd (3), 3-O-(2''-O-ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7)	-	Kicel i in., 2020
	owoce	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), 3-O-(2''-O-ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer i tetramer procyanidyny typu B	FC: 37,3 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2018
C. zabelii	liście	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	kwercetyna (1), izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), 3-O-glukozydo-7-O-ramnozyd kwercetyny, ramnozyd-heksozyd kwercetyny, ramnozyd-heksozyd kemferolu, diramnozyd kwercetyny, (+)-katechina (23), (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer, trimer i tetramer procyanidyny typu B	FC: 129,4 mg GAE/g MR HPLC-PDA: 69,7 mg/g ME FC: 311,5 mg GAE/g ME	Kicel i in., 2016; Kicel i in., 2018
	liście	izolacja; ¹ H, ¹³ C NMR, COSY, HMBC, HMQC, ESI-MS, produkty hydrolizy kwasowej	hiperozyd (3), kwercytryna (4), (-)-epikatechina (24), procyanidyna B2 (26)	-	Kicel i in., 2020
	owoce	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), rutyna (5), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer i tetramer procyanidyny typu B	FC: 43,0 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2018

Tabela 2. Flawonoidy i procyanidyny zidentyfikowane w gatunkach *Cotoneaster...* (cd.)

<i>C. tomentosus</i>	liście	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, ramnozyd-heksozyd kemferolu, diramnozyd kwercetyny, (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27)	FC: 51,7 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2016
<i>C. melanocarpus</i>	liście	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), ramnozyd-heksozyd kemferolu, ramnozyd-heksozyd kwercetyny, (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27)	FC: 54,8 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2016
<i>C. lucidus</i>	liście	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, ramnozyd-heksozyd kemferolu, (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), trimer i tetramer procyanidyny typu B	FC: 106,8 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2016
<i>C. lucidus</i>	owoce	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), rutyna (5), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer procyanidyny typu B	FC: 28,7 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2018
<i>C. divaricatus</i>	liście	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, ramnozyd-heksozyd kemferolu, (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer, trimer i tetramer procyanidyny typu B	FC: 119,7 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2016
	owoce	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer procyanidyny typu B	FC: 29,7 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2018
<i>C. nanshan</i>	liście	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), rutyna (5), 3-O-(2''-O-ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), tetramer procyanidyny typu B	FC: 84,3 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2016
	owoce	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), rutyna (5), (-)-epikatechina (24), procyanidyna B2 (26), dimer procyanidyny typu B	FC: 26,0 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2018
<i>C. hjelmqvistii</i>	liście	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), 3-O-(2''-O-ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, ramnozyd-heksozyd kemferolu, (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer, trimer i tetramer procyanidyny typu B	FC: 124,9 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2016
	owoce	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), 3-O-(2''-O-ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer i tetramer procyanidyny typu B	FC: 43,5 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2018
<i>C. dielsianus</i>	liście	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), 3-O-(2''-O-ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, ramnozyd-heksozyd kemferolu, (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), tetramer procyanidyny typu B	FC: 69,9 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2016
	owoce	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), 3-O-(2''-O-ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, (-)-epikatechina (24), procyanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer i tetramer procyanidyny typu B	FC: 31,0 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2018

Tabela 2. Flawonoidy i procyjanidyny zidentyfikowane w gatunkach *Cotoneaster*... (cd.)

<i>C. splendens</i>	liście	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), 3-O-(2''-O-ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, ramnozyd-heksozyd kemferolu, (-)-epikatechina (24), procyjanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer, trimer i tetramer procyjanidyny typu B	FC: 99,2 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2016
	owoce	UHPLC-PDA-ESI-MS ³	izokwercytryna (2), hiperozyd (3), kwercytryna (4), rutyna (5), 3-O-(2''-O-ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7), ramnozyd-heksozyd kwercetyny, (-)-epikatechina (24), procyjanidyny B2 (26) i C1 (27), dimer i tetramer procyjanidyny typu B	FC: 38,5 mg GAE/g MR	Kicel i in., 2018
<i>C. pannosus</i>	owoce	HPLC-PDA	hiperozyd (3), rutyna (5), naryngenina (17)	HPLC-PDA: 4,0 mg/g MR	Les i in., 2017
<i>C. mongolica</i>	liście	izolacja; ¹ H, ¹³ C NMR, produkty hydrolizy kwasowej	kwercetyna (1), hiperozyd (3), astragalina (8), 7-O-glukozyd biochaniny A (sissotryna) (22)	-	Odontuya, 2019
<i>C. hissaricus</i>	liście	HPLC-PDA-MS	rutyna (5), 3-O-(2''-O-ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7), 3-O-gencjobiozyd kwercetyny (6), 2''-O-arabinozyd witeksyny (12), 6,8-C-dicelobiozyd apigeniny (14), 2''-O-ramnozyd witeksyny (13), izokwercytryna (2), hiperozyd (3), astragalina (8), kwercytryna (4), 4'-O-glukozyd 7-metylokemferolu (9), 7-O-ramnozyd 3',4'-dihydroksy-6-metoksyflawonu (15), witeksyna, 7-O-glukozyd apigeniny (11), 7-O-glukozyd biochaniny A (sissotryna) (22), 7-O-glukozyd 5,7,2',5'-tetrahydroksyflawanonu (19), 4'-O-glukozyd 5-metylogenisteiny (21), orbikularyna (40), 5-metylogenisteina (20), kwercetyna (1), eriodykcjol (16), 5,7,2',5'-tetrahydroksyflawanon (18), naryngenina (17)	-	Krzemińska i in., 2022
<i>C. hsingshangensis</i>	liście	HPLC-PDA-MS	rutyna (5), 3-O-(2''-O-ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7), 3-O-gencjobiozyd kwercetyny (6), 2''-O-arabinozyd witeksyny (12), 6,8-C-dicelobiozyd apigeniny (14), 2''-O-ramnozyd witeksyny (13), izokwercytryna (2), hiperozyd (3), astragalina (8), kwercytryna (4), 4'-O-glukozyd 7-metylokemferolu (9), 7-O-ramnozyd 3',4'-dihydroksy-6-metoksyflawonu (15), witeksyna, 7-O-glukozyd apigeniny (11), 7-O-glukozyd biochaniny A (sissotryna) (22), 7-O-glukozyd 5,7,2',5'-tetrahydroksyflawanonu (19), 4'-O-glukozyd 5-metylogenisteiny (21), orbikularyna (40), 5-metylogenisteina (20), kwercetyna (1), naryngenina (17)	-	Krzemińska i in., 2022
<i>C. nebrodensis</i>	liście	HPLC-PDA-MS	3-O-gencjobiozyd kwercetyny (6), 2''-O-arabinozyd witeksyny (12), 6,8-C-dicelobiozyd apigeniny (14), 2''-O-ramnozyd witeksyny (13), izokwercytryna (2), hiperozyd (3), astragalina (8), kwercytryna (4), 4'-O-glukozyd 7-metylokemferolu (9), 4'-O-glukozyd 7-metylokemferolu (9), witeksyna, 7-O-glukozyd apigeniny (11), 7-O-glukozyd biochaniny A (sissotryna) (22), 7-O-glukozyd 5,7,2',5'-tetrahydroksyflawanonu (19), orbikularyna (40), 5-metylogenisteina (20), eriodykcjol (16), 5,7,2',5'-tetrahydroksyflawanon (18), naryngenina (17)	-	Krzemińska i in., 2022
	owoce	HPLC-PDA-MS	(+)-katechina (23), (-)-epikatechina (24), procyjanidyny B2 (26) i C1 (27), rutyna (5), 3-O-(2''-O-ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7), hiperozyd (3), izokwercytryna (2), kwercytryna (4), hesperodyna, naryngina, 7-O-glukozyd biochaniny A (sissotryna) (22), kwercetyna (1), kemferol, eriodykcjol (16), luteolina, apigenina, biochanina A	-	Krzemińska i in., 2022

Tabela 2. Flawonoidy i procyjanidyny zidentyfikowane w gatunkach *Cotoneaster...* (cd.)

<i>C. roseus</i>	liście	HPLC-PDA-MS	3- <i>O</i> -gencjobiozyd kwercetyny (6), 2''- <i>O</i> -arabiozyd witeksyny (12), 6,8- <i>C</i> -dicelobiozyd apigeniny (14), 2''- <i>O</i> -ramnozyd witeksyny (13), izokwercytryna (2), hiperozyd (3), astragalina (8), kwercytryna (4), 4'- <i>O</i> -glukozyd 7-metylokemferolu (9), 4'- <i>O</i> -glukozyd 7-metylokemferolu (9), witeksyna, 7- <i>O</i> -glukozyd apigeniny (11), 7- <i>O</i> -glukozyd biochaniny A (sissostryna) (22), 7- <i>O</i> -glukozyd 5,7,2',5'-tetrahydroksyflawanonu (19), 7- <i>O</i> -glukozyd 5,7,2',5'-tetrahydroksyflawanonu (19), orbikularyna (40), 5-metylogenisteina (20), eriodykcjol (16), 5,7,2',5'-tetrahydroksyflawanon (18), naryngenina (17)	-	Krzemińska i in., 2022
	owoce	HPLC-PDA-MS	(+)-katechina (23), (-)-epikatechina (24), procyjanidyny B2 (26) i C1 (27), rutyna (5), 3- <i>O</i> -(2''- <i>O</i> -ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (7), hiperozyd (3), izokwercytryna (2), kwercytryna (4), hesperydyna, naryngina, 7- <i>O</i> -glukozyd biochaniny A (sissostryna) (22), kwercetyna (1), kemferol, eriodykcjol (16), luteolina, apigenina, biochanina A	-	Krzemińska i in., 2022

Zawartość polifenoli oznaczona metodą HPLC-PDA – wysokosprawną chromatografią cieczową z detektorem fotodiodowym PDA (ang. *high-performance liquid chromatography with photodiode array detection*) lub metodą Folina-Ciocalteu (FC) (ang. *Folin-Ciocalteu method*); wyniki wyrażone w ekwiwalentach kwasu galusowego (GAE) (ang. *gallic acid equivalents*) w przeliczeniu na suchą masę materiału roślinnego (**MR**) (ang. *plant material*) lub ekstraktu metanolowo-wodnego (7:3, v/v) (**ME**) (ang. *methanol-water extract, 7:3, v/v*); UHPLC-PDA-ESI-MS³ – ultrawysokosprawną chromatografią cieczową z detektorem fotodiodowym sprzężoną ze spektrometrem masowym z jonizacją przez rozpylanie w polu elektrycznym (ang. *ultra-performance liquid chromatography with photodiode array detector coupled to electrospray ionization mass spectrometer*); ¹H, ¹³C NMR – odpowiednio: protonowy i węglowy rezonans magnetyczny (ang. *proton nuclear magnetic resonance, carbon-13 nuclear magnetic resonance*); COSY – spektroskopia korelacyjna (ang. *correlated spectroscopy*); HMBC – heterojądrowa korelacja wielowiązaniowa (ang. *heteronuclear multiple bond correlation*); HMQC – heterojądrowa korelacja wielokwantowa (ang. *heteronuclear multiple quantum correlation*); DEPT – wzmocnienie bez zniekształceń przez transfer polaryzacji (ang. *distortionless enhancement by polarization transfer*); NOESY – spektroskopia jądrowego efektu Overhausera (ang. *nuclear Overhauser effect spectroscopy*); IR – spektroskopia w podczerwieni (ang. *infrared spectroscopy*); FAB-MS, ESI-MS – spektrometria mas z wykorzystaniem bombardowania szybkimi atomami lub jonizacji przez rozpylanie w polu elektrycznym (ang. *fast atom bombardment mass spectrometry, electrospray ionization mass spectrometry*)

5.3. Fitoaleksyny

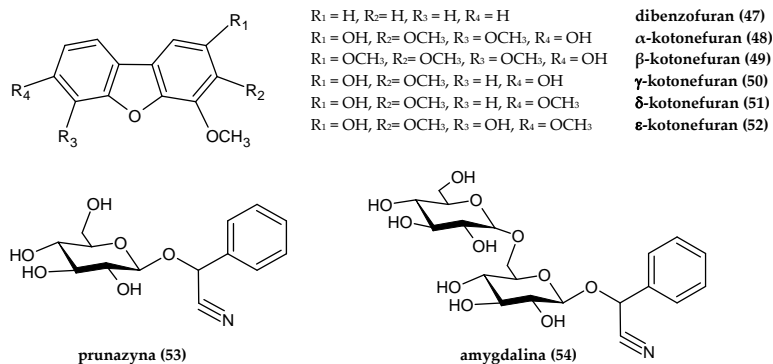
Fitoaleksyny stanowią grupę naturalnych składników syntetyzowanych *de novo*, których główną rolą jest ochrona rośliny przed czynnikami szkodliwymi, takimi jak mikroorganizmy patogennne, oraz czynnikami abiotycznymi, w tym niskimi temperaturami, promieniowaniem UV czy wysokimi stężeniami metali ciężkich. W zdrowych tkankach roślinnych, będących w stanie homeostazy, stężenie fitoaleksyn jest bardzo niskie, jednak w odpowiedzi na bodźce stresowe następuje gwałtowny wzrost ich biosyntezy (Chizzali i Beerhues, 2012). Z przeglądu literatury wynika, że dotychczas scharakteryzowano budowę chemiczną ponad 200 fitoaleksyn, z czego ponad połowa została zidentyfikowana u przedstawicieli rodziny *Fabaceae*. Pod względem strukturalnym związki te obejmują różne klasy chemiczne, w tym polifenole (np. fenylopropanoidy, benzofurany, stilbeny, flawonoidy i lignany), terpenoidy (mono-, seskwi-, di- i triterpeny), poliacetyleny oraz alkaloidy (Szakiel, 1991).

W obrębie rodzaju *Cotoneaster* fitoaleksyny, określane jako kotonefurany, są pochodnymi di-benzofuranu (**47**) z licznymi podstawnikami hydroksylowymi i metoksyłowymi. Pierwszy związek tej grupy, nazwany α -kotonefuranem (**48**), został wyizolowany w 1984 r. z drewna *C. lactea* zakażonego grzybem *Ceratocystis ulmi* (Burden, Kemp i Wiltshire, 1984). W kolejnych badaniach zidentyfikowano cztery dodatkowe kotonefurany oznaczone symbolami β , γ , δ i ϵ (**49-52**) (ryc. 4), wyizolowane z drewna *C. acutifolius* po infekcji grzybem *Nectria cinnabarina* (Kokubun i in., 1995). Przeciwwgrzybicze właściwości wyizolowanych kotonefuranów zostały potwierdzone w testach *in vitro*, co wykazało ich znaczącą aktywność wobec grzybów pasożytniczych *Alternaria alternata*, *Botrytis cinerea* oraz *Fusarium culmorum* (Kokubun i in., 1995).

5.4. Glikozydy cyjanogenne

Glikozydy cyjanogenne stanowią kolejną ważną grupę wtórnych metabolitów roślinnych, wykrytą u ponad 2500 taksonów, należących głównie do rodzin *Rosaceae*, *Fabaceae*, *Linaceae* oraz *Compositae* (Vetter, 2000). Obecność tych związków w materiale roślinnym istotnie determinuje jego potencjalną toksyczność. Toksyczne działanie glikozydów cyjanogennych wynika z ich enzymatycznej degradacji, prowadzącej do uwolnienia cyjanowodoru (HCN), który następnie dysocjuje do anionu cyjankowego (CN⁻). Anion ten, wykazujący wysokie powinowactwo do jonów żelaza (III) (Fe³⁺), hamuje aktywność oksydazy cytochromowej, co skutkuje zaburzeniem transportu tlenu z oksyhemoglobiny do tkanek. Przy wyższych stężeniach HCN mechanizm ten może prowadzić do porażenia ośrodka oddechowego i zatrzymania akcji serca (Vetter, 2000).

W obrębie rodzaju *Cotoneaster*, należącego do rodziny *Rosaceae*, znanej z występowania glikozydów cyjanogennych, potwierdzono również obecność tych związków (ryc. 4). W owocach i liściach *C. congesta*, *C. integerrimus*, *C. hybrida*, *C. praecox*, *C. dielsianus* stwierdzono występowanie głównie prunazyny (glukozyd nitrylu kwasu migdałowego, **53**). Zawartość tego związku w etanolowych ekstraktach z liści, oznaczona metodą GC, mieściła się w zakresie 0,5–5,0%, z najwyższą wartością w ekstraktach *C. congesta* (5,0%), *C. praecox* (4,6%) oraz *C. integerrimus* (4,1%). Owoce powyższych gatunków zawierały dodatkowo amygdalinę (gencjobiozyd nitrylu kwasu migdałowego, **54**), jednak w ilości nieprzekraczającej 0,1% (Nahrstedt, 1973). Amygdalinę wykryto także w metanolowym ekstrakcie z ulistnionych pędów *C. horizontalis*, choć jej zawartość oznaczona metodą HPLC wynosiła jedynie 0,334 mg/100 g s.m. materiału roślinnego (Sokkar i in., 2013). Potencjalną toksyczność owoców *C. divaricatus* oceniono również w badaniach *in vivo* na szczurach, którym jednorazowo podano owoce w dawkach: 0,5, 1,0, 2,0 oraz 4,0 g/kg masy ciała. Po 24-godzinnej obserwacji nie odnotowano żadnych zmian u zwierząt otrzymujących 0,5 g/kg. Pierwsze objawy toksyczności pojawiły się dopiero u osobników, które przyjęły podwójną ilość owoców (1,0 g/kg masy ciała) (Tidwell i in., 1970).



Rycina 4. Fitoaleksyny i glikozydy cyjanogenne występujące w różnych gatunkach *Cotoneaster*.

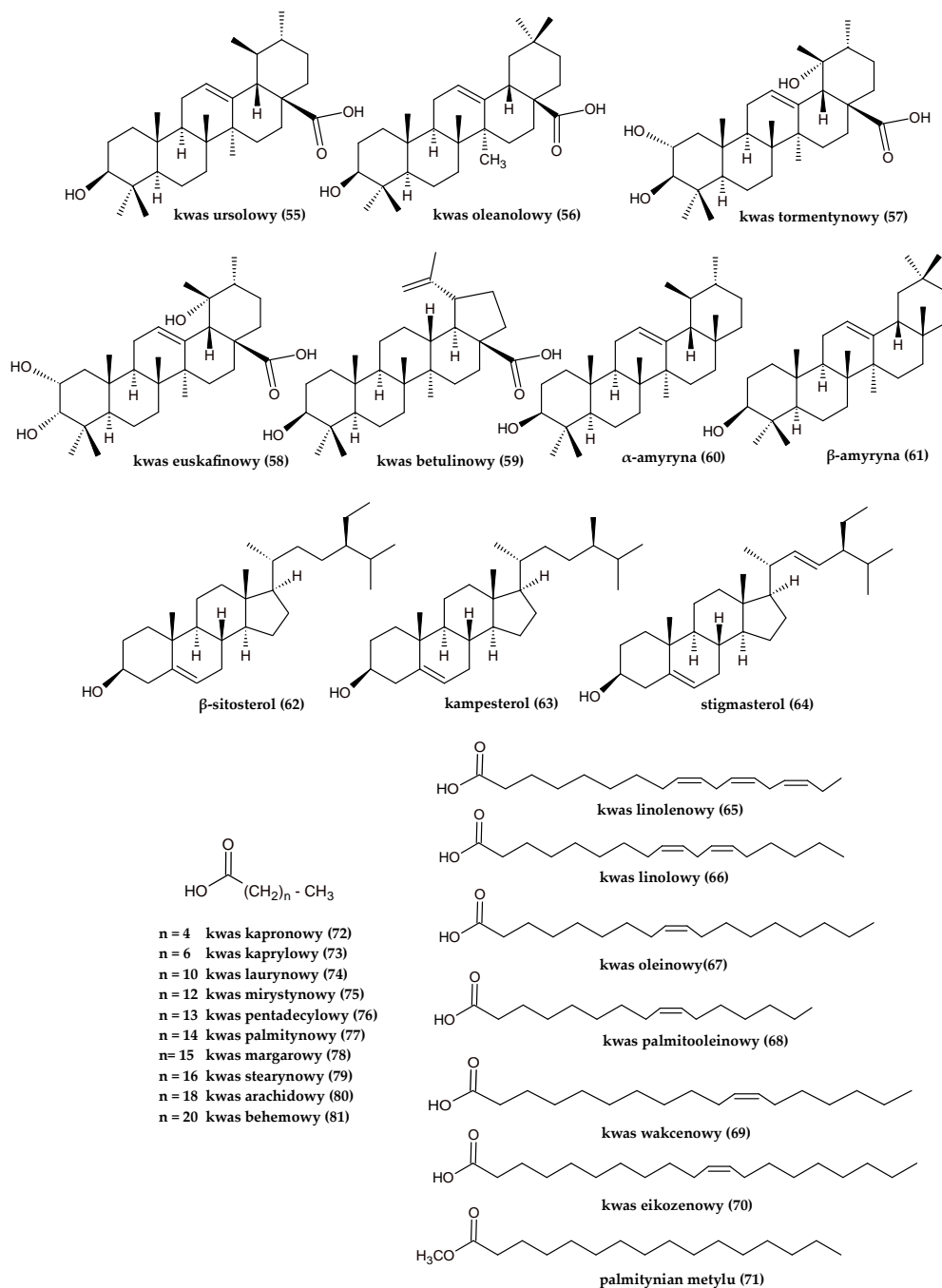
5.5. Triterpeny, fitosterole i kwasy tłuszczowe

W gatunkach z rodzaju *Cotoneaster* zidentyfikowano również triterpeny oraz fitosterole (ryc. 5). Wśród triterpenów najszerzej rozpowszechnionym związkiem jest kwas ursolowy (**55**), wyizolowany z liści i owoców *C. serotina*, z owoców *C. pannosa* i *C. microphylla*, z ulistnionych pędów *C. simonsii* oraz *C. racemiflora*, z liści *C. mongolica*, a także z liści i pędów *C. melanocarpus* (Cooke i Fletcher, 1974; Bisht, 1995; Palme, Bilia i Morelli, 1996; Khan i in., 2007; Holzer i in., 2013; Odontuya, 2019). Kolejne triterpeny – kwas tormentynowy (**57**) i kwas euskafinowy (**58**) – wyodrębniono z ulistnionych pędów *C. simonsii* (Palme, Bilia i Morelli, 1996), natomiast kwas betulinowy (**59**) – z owoców *C. microphylla* (Bisht, 1995). Analiza GC-MS potwierdziła obecność α -amyryny (**60**) w ulistnionych pędach *C. horizontalis* (Mohamed i in., 2012). Ponadto analiza GC-MS owoców dziewięciu gatunków irg, to jest *C. bullatus*, *C. dielsianus*, *C. divaricatus*, *C. hjelmqvistii*, *C. horizontalis*, *C. lucidus*, *C. nanshan*, *C. splendens*, *C. zabelii*, wykazała obecność α - i β -amyryn (**60**, **61**) oraz kwasów oleanolowego i ursolowego (**55**, **56**). Łączna zawartość tych związków wynosiła 0,88–41,45 mg/100 g s.m., przy czym dominował kwas ursolowy (**56**) (2,2–41,4 mg/100 g). Najwyższe jego stężenie odnotowano w owocach *C. bullatus* i *C. hjelmqvistii* (odpowiednio 41,4 mg/100 g i 27,1 mg/100 g) (Kicel i in., 2018).

Do grupy fitosteroli występujących w rodzaju *Cotoneaster* należą β -sitosterol (**62**) i stigmasterol (**64**), wykryte m.in. w ulistnionych pędach *C. horizontalis* (Mohamed i in., 2012), a także 3-*O*-glukozyd β -sitosterolu zidentyfikowany w pędach *C. racemiflora* (Khan i in., 2007). Analiza GC-MS owoców dziewięciu wymienionych wyżej gatunków irg wykazała obecność β -sitosterolu (**62**), kampesterolu (**63**) oraz stigmasterolu (**64**), których sumaryczna zawartość wynosiła 1,0–463,3 mg/100 g s.m. Ponadto β -sitosterol (**62**) był składnikiem dominującym (132,2–463,2 mg/100 g s.m.), jego najwyższe stężenie odnotowano w owocach *C. splendens* i *C. nanshan* (odpowiednio 463,2 mg/100 g i 391,2 mg/100 g) (Kicel i in., 2018).

Wśród pozostałych składników lipofilowych rodzaju *Cotoneaster* zidentyfikowano kwasy tłuszczowe. Analiza metodą GC-MS nasion *C. bullatus*, *C. dielsianus*, *C. francheti*, *C. moupinensis* i *C. simonsii* wykazała obecność siedmiu kwasów: palmitynowego (**77**), palmitooleinowego (**68**), stearynowego (**79**), oleinowego (**67**), wakcenenowego (**69**), linolowego (**66**) i linolenowego (**65**). W profilu kwasów tłuszczowych dominowały kwasy nienasycone (82,8–88,0%), w szczególności kwas linolowy (**66**) i oleinowy (**67**), stanowiące odpowiednio 51–66% i 16–29% wszystkich kwasów tłuszczowych. Największy udział kwasu linolowego (**66**) odnotowano w nasionach *C. francheti* (66,6%), *C. simonsii* (64,6%) oraz *C. bullatus* (60,0%), natomiast kwasu oleinowego (**67**) – w nasionach *C. dielsianus* i *C. moupinensis* (odpowiednio 29,8% i 26,6%) (Matthaus i Özcan, 2014). Ponadto analiza GC-FID-MS owoców dziewięciu gatunków irg, t.j. *C. bullatus*, *C. dielsianus*, *C. divaricatus*, *C. hjelmqvistii*, *C. horizontalis*, *C. lucidus*, *C. nanshan*, *C. splendens*, *C. zabelii*, wykazała obecność 14 kwasów tłuszczowych: linolowego (**66**), oleinowego (**67**), palmitooleinowego (**68**), eikozenowego (**70**), kapronowego (**72**), kaprylowego (**73**), laurynowego (**74**), mirystynowego (**75**), pentadecylowego (**76**), palmitynowego (**77**), margarowego (**78**), stearynowego (**79**), arachidowego (**80**) oraz behenowego (**79**). Sumaryczna zawartość tych związków wahała się w granicach 902,5–

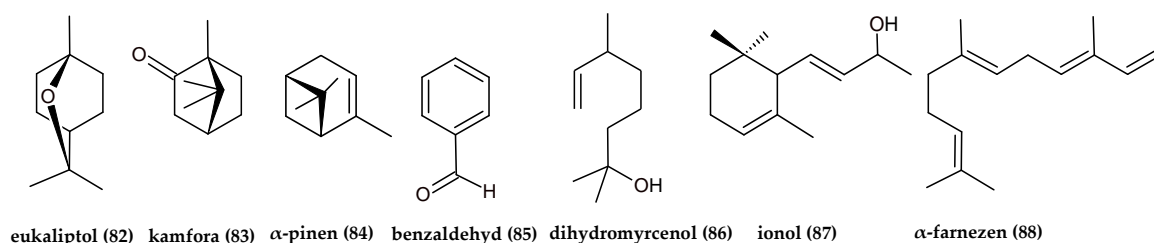
2683,8 mg/100 g s.m., z najwyższą odnotowaną w owocach *C. zabelii* (2683,8 mg/100 g) oraz *C. splendens* (2024,1 mg/100 g). W grupie tych związków dominował kwas linolowy (66) (375,4–1690,2 mg/100 g), którego najwyższą zawartość oznaczono w owocach *C. zabelii* (1690,2 mg/100 g), *C. splendens* (1225,9 mg/100 g), *C. hjelmqvistii* (1216,3 mg/100 g) i *C. horizontalis* (1012,8 mg/100 g) (Kicel i in., 2018).



Rycina 5. Triterpeny, sterole i kwasy tłuszczowe występujące w różnych gatunkach *Cotoneaster*.

5.6. Olejek eteryczny

Gatunki z rodzaju *Cotoneaster* nie są typowymi roślinami olejkodajnymi, jednak jak wynika z przeglądu literatury, tematyce ich olejków eterycznych poświęcono kilka prac naukowych (Kanaani, Sani i Yaghooti, 2015; Bukhari i in., 2019). Analiza GC-MS olejku eterycznego z liści *C. nummularoides*, otrzymanego standardową metodą destylacji z parą wodną, wykazała obecność 15 składników olejkowych (ryc. 6), spośród których przeważały mono- i bicykliczne monoterpény, w tym eukaliptol (**82**) (24,7%) i kamfora (**83**) (21,0%) (Kanaani, Sani i Yaghooti, 2015). W przypadku olejku eterycznego z ulistnionych pędów *C. afghanicus* analiza GC-MS pozwoliła na identyfikację 14 związków, wśród których przeważały: eukaliptol (**82**) (26,2%), kamfora (**83**) (17,0%) i α -pinen (**84**) (11,5%) (Bukhari i in., 2019). Badano również frakcję zapachową emitowaną z ekstraktem *n*-heksan i eter dietylowy (1:1 v/v) z ulistnionych pędów *C. horizontalis*. Analiza GC-MS tej frakcji pozwoliła na identyfikację 15 związków, z najwyższym udziałem benzaldehydu (**85**) (34,0%) oraz palmitynianu metylu (**69**) (10,0%). Zawartość typowych dla olejków eterycznych mono- i seskwiterpenów, takich jak dihydromyrcenol (**86**) (4,4%), ionol (**87**) (3,62%) i α -farnezen (**88**) (0,7%), była znacznie niższa (Mohamed i in., 2012).



Rycina 6. Składniki olejków eterycznych z różnych gatunków *Cotoneaster*.

5.7. Węglowodany

W tradycyjnej medycynie irańskiej frakcja polisacharydowa, określana jako manna (pers. *Shir-e-Khesht*), jest powszechnie stosowana w leczeniu żółtaczki noworodków. Manna stanowi produkt uboczny, powstający w wyniku uszkodzenia młodych pędów niektórych gatunków rodzaju *Cotoneaster*, m.in. *C. tricolor*, *C. discolor*, *C. nummularius* oraz *C. nummularoides*, przez pasożytnicze owady (Fakhri i in., 2017). Manna występuje w postaci białych lub żółtawych, okrągławych lub amorficznych bryłek. Jej właściwości chłodzące oraz słodki smak wynikają z wysokiej zawartości polisacharydów, w szczególności mannitolu. Analiza metodą HPLC przeprowadzona na próbkach manny pozyskanej z pędów *C. tricolor*, *C. nummularius* oraz *C. nummularoides* wykazała, że mannitol stanowił ponad 80% frakcji wszystkich oznaczonych węglowodanów, obok takich składników jak m.in. fruktoza, sacharoza i maltitol (Fakhri i in., 2017). W innym badaniu, mającym na celu ocenę właściwości hipoglikemizujących frakcji śluzu pozyskanego z ulistnionych pędów *C. horizontalis*, przeprowadzono wstępną analizę GC hydrolizatu tej frakcji. Stwierdzono, że w skład śluzowych polisacharydów wchodzi głównie reszty glukozy (46,1%) oraz ksylozy (15,0%), arabinozy (11,0%), ramnozy (5,9%), sorbitolu (4,02%), mannitolu (1,74%), kwasu galakturonowego (1,72%), rybozy (0,7%) oraz fruktozy (0,34%) (Mohamed i in., 2012).

5.8. Karotenoidy i tokoferole

W ulistnionych pędach wybranych gatunków *Cotoneaster* zidentyfikowano karotenoidy oraz tokoferole (Schaefer, McGraw i Catoni, 2008; Sokkar i in., 2013; Matthaus i Özcan, 2014; Les i in., 2017).

Całkowita zawartość karotenoidów w ulistnionych pędach irg, oznaczona metodą spektrofotometryczną UV–Vis, mieściła się w zakresie 0,24–0,55 mg/g s.m., z najwyższymi wartościami odnotowanymi dla *C. nebrodensis* (0,55 mg/g), *C. moupensis* (0,45 mg/g), *C. dielsianus* (0,42 mg/g) i *C. melanocarpa* (0,42 mg/g), natomiast najniższymi dla *C. affinis* (0,24 mg/g) i *C. dammeri* (0,24 mg/g) (Schaefer, McGraw i Catoni, 2008). Oznaczenia metodą HPLC-PDA wykazały obecność β -karotenu w ilości 25,0 μ g/g s.m. w pędach *C. horizontalis* oraz 14,0 μ g/g s.m. w owocach *C. pannosus* (Sokkar i in., 2013; Les i in., 2017). W nasionach gatunków *C. bullatus*, *C. dielsianus*, *C. francheti*, *C. moupensis* oraz *C. simonsii* zawartość tokoferoli, oznaczona metodą HPLC-PDA, wynosiła od 0,35 mg/g s.m. do 1,57 mg/g s.m., z najwyższymi wartościami dla *C. simonsii* (1,57 mg/g) i *C. bullatus* (1,38 mg/g). Dominującym związkiem tej grupy był γ -tokoferol (0,28–2,86 mg/g), osiągający maksymalne stężenie w nasionach *C. bullatus* (2,86 mg/g). Pozostałe formy tokoferoli (α , β - i δ -) występowały w znacznie mniejszych ilościach, w zakresie 0,007–0,75 mg/g s.m. (Matthäus i Özcan, 2014). Dodatkowo w owocach *C. pannosus* oznaczono metodą HPLC-MS zawartość kwasu askorbinowego na poziomie 0,30 mg/g s.m. (Les i in., 2017).

6. Aktywność biologiczna

6.1. Tradycyjne zastosowania w lecznictwie

Współcześnie liczne gatunki oraz odmiany irg – *Cotoneaster* są cenione przede wszystkim za swoje walory ozdobne. Rośliny te są powszechnie wykorzystywane w aranżacji przestrzeni publicznych w parkach miejskich, pasażach zieleni, na skwerach, a także w ogrodach przydomowych. Warto jednak podkreślić, że oprócz funkcji dekoracyjnych wiele gatunków z rodzaju *Cotoneaster* odgrywa istotną rolę w tradycyjnej medycynie krajów Bliskiego Wschodu, w tym Pakistanu, Iranu, Tybetu, Turcji oraz Mongolii. Przykłady takiego zastosowania zostały zestawione w tabeli 3 (Khan i in., 2008; Rajbhandari i in., 2009; Cakilcioglu i Turkoglu, 2010; Holzer i in., 2013).

Tabela 3. Przykłady tradycyjnego zastosowania w lecznictwie wybranych substancji roślinnych rodzaju *Cotoneaster*

Gatunek	Organ rośliny	Tradycyjne zastosowanie	Literatura
<i>C. accuminata</i>	liście	Terapia reumatoidalnego zapalenia stawów i świerzbu	Sati i in., 2010
<i>C. integerrimus</i>	liście	Terapia zakażeń bakteryjnych, kaszlu oraz cukrzycy	Jerzak, 2007; Uysal i in., 2016
<i>C. discolor</i>	pędy – manna (<i>Shir-e-Khesht</i>)	Terapia żółtaczki	Fakhri i in., 2018
<i>C. tricolor</i>	pędy - manna (<i>Shir-e-Khesht</i>)		Fakhri i in., 2018
<i>C. melanocarpus</i>	owoce i pędy	Krwawienia (obfite miesiączki, z przewodu pokarmowego, z nosa)	Holzer i in., 2013
<i>C. nummularia</i>	dojrzałe owoce	Środek wykrztuśny w leczeniu mokrego kaszlu	Cakilcioglu i Turkoglu, 2010
<i>C. nummularia</i>	owocujące pędy	Środek przeciwgorączkowy w terapii <i>Nobeh</i> - malarii	Esmaeili i in., 2015
<i>C. nummularia</i>	korzenie	Łagodzenie bólu w chorobach reumatycznych	Jerzak, 2007
<i>C. nummularia</i>	manna (<i>Shir-e-Khesht</i>)	Środek przeczyszczający	Changavi i in., 2005

Spółeczności zamieszkujące różne regiony Azji Wschodniej wykorzystują irgi ze względu na ich szerokie spektrum działania, obejmujące właściwości ściągające, spazmolytyczne, moczopędne, wykrztuśne, hepatoprotekcyjne, kardiotoniczne oraz regulujące wypróżnianie. Tradycyjne wskazania

irg obejmują leczenie m.in. reumatoidalnego zapalenia stawów, krwawień, hemoroidów, chorób sercowo-naczyniowych, cukrzycy, zapalenia oskrzeli, gorączki, bólów brzucha oraz świądu (Khan i in., 2007; Sokkar i in., 2013; Zengin i in., 2014; Les i in., 2017). Kierunki zastosowania leczniczego są zróżnicowane w zależności od regionu geograficznego (tab. 3). Przykładowo, w Mongolii i Nepalu owoce i pędy *C. melanocarpus* stosuje się w przypadku krwotoków z nosa, krwawych wymiotów oraz nadmiernych krwawień menstruacyjnych (Holzer i in., 2013). W Turcji dojrzałe owoce *C. nummularia* wykorzystuje się jako środek wykrztuśny, natomiast w Iranie owocujące pędy tego gatunku znajdują zastosowanie jako środek przeciwgorączkowy w leczeniu malarii (Cakilcioglu i Turkoglu, 2010; Esmaeili i in., 2015). W rejonie Kaukazu korzenie *C. nummularia* są tradycyjnie stosowane w łagodzeniu objawów reumatycznych (Jerzak, 2007). Powyższy gatunek, według badań Ullaha i Badshaha (2023), może być także cennym źródłem błonnika oraz wapnia. Działanie przeciwreumatyczne przypisuje się również liściom *C. accuminata*, wykorzystywanym zewnętrznym w leczeniu bólu stawów o podłożu reumatoidalnym oraz w terapii świerzbu (Sati i in., 2010). Odwar z liści *C. integerrimus* jest uznawany za silny środek przeciwbakteryjny, zalecany w leczeniu schorzeń przewodu pokarmowego, cukrzycy oraz kaszlu (Jerzak, 2007; Uysal i in., 2016). W Iranie tradycyjnie wykorzystywana jest tzw. manna (*Shir-e-Khesht*), czyli frakcja gumy pozyskiwana z pędów *C. tricolor* i *C. discolor*. Substancja ta, podawana doustnie zarówno matkom karmiącym, jak i bezpośrednio niemowlętom, uznawana jest za skuteczny środek przeciw żółtacze noworodków (Fayazmoghaddam, Reshadmanesh i Kamali, 1999; Ghotbi, Nahidi i Zangi, 2006; Fallah, Fallahzaden i Noori-Shadkam, 2014; Ameli, Assarroudi i Akrami, 2017; Fakhri i in., 2018). Manna może być także uzupełnieniem diety u osób narażonych na niedobory składników mineralnych, w szczególności żelaza (Yazdanparats, Ziarati i Asparganah, 2014). Spełnia również rolę potencjalnie bezpiecznego środka przeczyszczającego u kobiet w ciąży (Changavi i in., 2005).

6.2. Aktywność farmakologiczna

Gatunki z rodzaju *Cotoneaster* o tradycyjnych zastosowaniach leczniczych w medycynie azjatyckiej budzą rosnące zainteresowanie badawcze. Prowadzone badania farmakologiczne koncentrują się na ocenie w testach *in vitro* i *in vivo* ekstraktów różnej polarności oraz pozyskiwanych izolatów pod kątem ich aktywności, m.in. antyoksydacyjnej, przeciwzapalnej, przeciwbakteryjnej, antydyslipidemicznej, hepatoprotekcyjnej, przeciwcukrzycowej, a także potencjalnego zastosowania w terapii żółtaczki i malarii. Współczesne badania naukowe mają na celu nie tylko weryfikację tradycyjnych właściwości leczniczych tych roślin, lecz także nakreślenie kierunków ich dalszego zastosowania w medycynie.

6.2.1. Aktywność antyoksydacyjna

Wśród licznych metod stosowanych do oceny zdolności antyoksydacyjnej gatunków z rodzaju *Cotoneaster* szczególne znaczenie mają testy oparte o mechanizm przeniesienia pojedynczego elektronu (SET, ang. *single electron transfer*) oraz przeniesienia atomu wodoru (HAT, ang. *hydrogen atom transfer*) (Santos-Sánchez i in., 2019). W badaniach *in vitro* wykorzystano szereg metod bazujących na mechanizmie SET, w tym testy zmiatania wolnych rodników: DPPH (rodnik 2,2-difenylo-1-pikrylohydrazylowy), ABTS (kation rodnikowy kwasu 2,2-azynobis(3-etylobenzotiazolino)-6-sulfonowego), DMPD (kation rodnikowy N,N-dimetylo-p-fenylendiaminy), a także testy oceniające zdolność redukcji jonów metali: FRAP (redukcja jonów żelaza Fe^{3+}) i CUPRAC (redukcja jonów miedzi Cu^{2+}). Równocześnie zastosowano metody oparte o mechanizm HAT, obejmujące m.in. zmiatanie anionorodnika ponadtlenkowego ($O_2^{\cdot-}$), nadtlenku wodoru (H_2O_2), inhibicję peroksydacji kwasu linolowego (TBARS) oraz test β -karoten/kwas linolenowy. Wymienione testy posłużyły do oceny właściwości antyoksydacyjnych liści dwudziestu pięciu gatunków *Cotoneaster* (tab. 4), w tym liści najbardziej aktywnych gatunków *C. bullatus*, *C. zabelii* oraz *C. integerrimus* (Kicel i in., 2016; Kicel i in., 2018; Kicel i in., 2019; Kicel i in., 2020), jak również liści gatunków *C. melanocarpus*, *C. meyeri*, *C. morulus*, *C. nummularia*, *C. mongolica* (Holzer i in., 2013; Ekin i in., 2016; Odontuya, 2019). Analizie poddano również owoce dziesięciu gatunków *Cotoneaster* (Uysal i in., 2016; Les i in., 2017; Kicel i in., 2018; Kicel i in., 2019; Odontuya, 2019; Krzemińska i in., 2022; Javid, Nabi i Wani,

2023; Akbulut, 2024), ulistnione pędy *C. nummularia*, *C. afghanicus* oraz *C. horizontalis* (Sokkar i in., 2013; Zengin i in., 2014; Bukhari i in., 2019), a także pędy *C. integerrimus* (Uysal i in., 2016), korę *C. integerrimus* i *C. horizontalis* (Kicel i in., 2019; Mahmutović-Dizdarević i in., 2020) oraz sarkokarp z owoców *C. multiflorus* (Liu i in., 2018). Jak zestawiono w tabeli 4, w większości przeprowadzonych testów ekstrakty/frakcje gatunków *Cotoneaster* wykazały istotną aktywność antyoksydacyjną, której poziom był uzależniony od polarności zastosowanego rozpuszczalnika ekstrakcyjnego. Szczególnie silne właściwości antyoksydacyjne wykazywały ekstrakty hydrofilowe, zwłaszcza alkoholowo-wodne, których skuteczność działania była porównywalna z syntetycznymi antyoksydantami stosowanymi w przemyśle, jak m.in. butylowany hydroksyanizol (BHA), 2,6-di-tert-butylo-4-metylofenol (BHT) oraz Trolox. Na przykładzie liści *C. zabelii* wykazano także istotną, sezonową zmienność potencjału antyoksydacyjnego. Najsilniejszą aktywność odnotowano w lipcu, w okresie pełnego rozkwitu liści, oraz w październiku, w fazie ich senescencji i przygotowania do opadania (Kicel i in., 2024). Ponadto w licznych badaniach wykazano istotną korelację pomiędzy aktywnością antyoksydacyjną owoców i liści *Cotoneaster* a zawartością związków polifenolowych, obejmujących flawonoidy, procyjanidyny oraz kwasy kawoilochinowe (Kicel i in., 2016; Kicel i in., 2018). Zależność ta znalazła także potwierdzenie w analizach aktywności poszczególnych składników irg, uznawanych za ich markery potencjału antyoksydacyjnego. W przypadku liści *C. bullatus* oraz *C. zabelii* wysoki potencjał antyoksydacyjny w testach DPPH, FRAP i TBARS odnotowano m.in. dla izokwercytryny (**2**), hiperozydu (**3**), kwercytryny (**4**), rutyny (**5**), 3-O-(2''-O-ksylozylo)galaktozydu kwercetyny (**7**), (-)-epikatechiny (**24**), procyjanidyny B2 i C1 (**26**, **27**), kwasu chlorogenowego (**28**) oraz kwasu kawoilojabłkowego (**41**) (Kicel i in., 2020). W porównaniu z substancjami referencyjnymi, tj. Troloxem i kwasem askorbowym, najwyższą aktywność antyoksydacyjną odnotowano dla pochodnych flawan-3-olu, szczególnie (-)-epikatechiny (**24**) oraz procyjanidyn B2 i C1 (**26**, **27**) (Kicel i in., 2020). Natomiast wśród składników wyizolowanych z ulistnionych pędów *C. racemiflora* w teście DPPH wysoką aktywność antyoksydacyjną wykazały: kwas 3,3',4'-tri-O-metyloelagowy (**42**), skopoletyna, 7,8-dimetoksy-6-hydroksykumaryna oraz racemid lignanu (Khan i in., 2009).

Aktywność antyoksydacyjna liści *C. bullatus*, *C. zabelii*, *C. integerrimus* oraz owoców *C. zabelii*, *C. bullatus*, *C. splendens* i *C. hjelmqvistii* została potwierdzona również w bardziej zaawansowanym modelu *in vitro*, obejmującym ludzkie osocze krwi poddane działaniu stresu oksydacyjnego indukowanego przez nadtlendioazotyn (ONOO^-) (Kicel i in., 2018; Kicel i in., 2018). Na podstawie oceny całkowitego statusu antyoksydacyjnego osocza oraz poziomu biomarkerów stresu oksydacyjnego, takich jak 3-nitrotyrozyna, wolne grupy tiolowe, wodoronadtlenki lipidowe oraz substancje reagujące z kwasem tiobarbituranowym (TBARS), wykazano, że wszystkie badane ekstrakty liści i owoców irg były zdolne do wzmacniania lub przywracania nieenzymatycznej zdolności antyoksydacyjnej osocza oraz do skutecznej ochrony jego składników białkowych i lipidowych przed uszkodzeniami o charakterze nitracynym i oksydacyjnym, wywołanymi przez ONOO^- . Ponownie udowodniono, iż zaobserwowany efekt ochronny mogą odpowiadać związki polifenolowe dominujące w badanych surowcach, takie jak: izokwercytryna (**2**), hiperozyd (**3**), kwercytryna (**4**), rutyna (**5**), 3-O-(2''-O-ksylozylo)galaktozyd kwercetyny (**7**), (-)-epikatechyna (**24**), procyjanidyny B2 (**26**) i C1 (**27**), kwas chlorogenowy (**28**) oraz kwas kawoilojabłkowy (**41**) (Kicel i in., 2020). Uzyskane wyniki wskazują, że liście i owoce wybranych gatunków *Cotoneaster* stanowią cenne źródło naturalnych przeciwutleniaczy, zdolnych do ograniczania negatywnych skutków działania nadtlendioazotynu (ONOO^-). Szkodliwe oddziaływanie ONOO^- wiąże się z poważnymi konsekwencjami dla wielu narządów i układów organizmu ludzkiego. W obrębie układu sercowo-naczyniowego jego działanie może zwiększać ryzyko udaru mózgu, zawału mięśnia sercowego oraz przewlekłej niewydolności serca (Van der Vliet i in., 1994; Pacher i in., 2007; Szabó i in., 2007; Kicel i in., 2018).

Tabela 4. Aktywność antyoksydacyjna ekstraktów/materiału roślinnego z wybranych gatunków rodzaju *Cotoneaster*

Gatunki	Organ rośliny/ekstrakt lub frakcja	DPPH	FRAP	Substancja referencyjna	Literatura
<i>C. afghanicus</i>	ulistnione pędy/ekstrakt heksanowy	EC ₅₀ = 57,4 µg/mL	-	-	Bukhari i in., 2019
	ulistnione pędy/ekstrakt etanolowy	EC ₅₀ = 64,7 µg/mL			
<i>C. affinis</i>	owoce/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 4,48 µg/mL	-	DPPH; AA: 2,32 µg/mL	Javid, Nabi i Wani, 2023
	liście/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 6,63 µg/mL			
<i>C. bullatus</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 20,91 µg/mL MR	3,76 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,67 µg/mL, BHA: 2,91 µg/mL, TX: 3,79 µg/mL, BHT: 6,53 µg/mL, TBHQ: 2,74 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TBHQ: 15,51 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2016
	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3) oraz przygotowane przez ekstrakcję frakcjonowaną frakcje: eteru dietylowego, octanu etylu, <i>n</i> -butanolu, wodna	EC ₅₀ = 7,19 µg/mL Frakcje: EC ₅₀ = 3,19-22,41 µg/mL	10,74 mmol Fe ²⁺ /g Frakcje: 3,99-17,66 mmol Fe ²⁺ /g	DPPH; QU: 1,70 µg/mL; ECA: 2,35 µg/mL; CHA: 4,60 µg/mL; BHA: 2,90 µg/mL; TX: 4,05 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g; ECA: 35,79 mmol Fe ²⁺ /g; CHA: 25,68 mmol Fe ²⁺ /g; BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g; TX: 12,69 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2018
<i>C. coriaceus</i>	owoce/ekstrakt metanolowy	35,33 µmol TE/g	-	DPPH; AA: 4679,3 µmol TE/g	Akbulut, 2024
	łodygi/ekstrakt metanolowy	1142,6 µmol TE/g			
	liście/ekstrakt metanolowy	348,3 µmol TE/g			
<i>C. dielsianus</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 29,49 µg/mL MR	1,71 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,67 µg/mL, BHA: 2,91 µg/mL, TX: 3,79 µg/mL, BHT: 6,53 µg/mL, TBHQ: 2,74 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TBHQ: 15,51 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2016
	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 117,10 µg/mL MR	0,67 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,70 µg/mL, BHA: 2,90 µg/mL, BHT: 6,50 µg/mL, TX: 3,80 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2018
<i>C. hissaricus</i>	liście/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1) oraz przygotowane przez ekstrakcję frakcjonowaną frakcje: eteru dietylowego, butanolowa, octanu etylu, wodna	EC ₅₀ = 21,73 µg/mL Frakcje: EC ₅₀ = 5,40-32,37 µg/mL	-	DPPH; QU: 2,05 µg/mL; AA: 4,75 µg/mL; TX: 3,68 µg/mL	Krzemińska i in., 2022
<i>C. hjelmqvistii</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 21,04 µg/mL MR	2,59 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,67 µg/mL, BHA: 2,91 µg/mL, TX: 3,79 µg/mL, BHT: 6,53 µg/mL, TBHQ: 2,74 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TBHQ: 15,51 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2016
	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 64,51 µg/mL MR	1,05 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,70 µg/mL, BHA: 2,90 µg/mL, BHT: 6,50 µg/mL, TX: 3,80 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel, i in., 2018

Tabela 4. Aktywność antyoksydacyjna ekstraktów/materiału roślinnego... (cd.)

<i>C. horizontalis</i>	ulistnione pędy/ekstrakt etanolowy	EC ₅₀ = 19,3 µg/mL	-	DPPH; AA: 8 µg/mL	Sokkar i in., 2013
	liście/ekstrakt metanol-woda (4:1)	EC ₅₀ = 2,15 mg/mL	-	-	Mahmutović-Dizdarević i in., 2020
	kora/ekstrakt metanol-woda (4:1)	EC ₅₀ = 2,50 mg/mL	-	-	Kicel i in., 2016
	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 23,02 µg/mL MR	2,08 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,67 µg/mL, BHA: 2,91 µg/mL, TX: 3,79 µg/mL, BHT: 6,53 µg/mL, TBHQ: 2,74 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TBHQ: 15,51 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2018
	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 93,32 µg/mL MR	0,85 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,70 µg/mL, BHA: 2,90 µg/mL, BHT: 6,50 µg/mL, TX: 3,80 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g DPPH; AA: 2,32 µg/mL	Javid, Nabi i Wani, 2023
<i>C. hsingshangensis</i>	owoce/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 7,02 µg/mL	-	-	Krzemińska i in., 2022
	liście/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 30,73 µg/mL	-	-	-
	liście/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1) oraz przygotowane przez ekstrakcję frakcjonowaną frakcje: eteru dietylowego, butanolowa, octanu etylu, wodna	EC ₅₀ = 10,16 µg/mL Frakcje: EC ₅₀ = 2,08-18,15 µg/mL	-	DPPH; QU: 2,05 µg/mL; AA: 4,75 µg/mL; TX: 3,68 µg/mL	Kicel i in., 2019
<i>C. integerrimus</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 23,80 µg/mL MR	2,77 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,70 µg/mL; TX: 4,06 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g; TX: 12,69 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2018
	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3) oraz przygotowane przez ekstrakcję frakcjonowaną frakcje: eteru dietylowego, octanu etylu, n-butanolu, wodna	EC ₅₀ = 13,66 µg/mL Frakcje: EC ₅₀ = 5,19-27,88 µg/mL	7,84 mmol Fe ²⁺ /g Frakcje: 3,82-15,84 mmol Fe ²⁺ /g	DPPH; QU: 1,70 µg/mL; ECA: 2,35 µg/mL; CHA: 4,60 µg/mL; BHA: 2,90 µg/mL; TX: 4,05 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g; ECA: 35,79 mmol Fe ²⁺ /g; CHA: 25,68 mmol Fe ²⁺ /g; BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g; TX: 12,69 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2019
	kwiaty/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 20,65 µg/mL MR	2,82 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,70 µg/mL; TX: 4,06 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g; TX: 12,69 mmol Fe ²⁺ /g	Uysal i in., 2016
	kora/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 20,76 µg/mL MR	2,75 mmol Fe ²⁺ /g MR	-	-
	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 54,17 µg/mL MR	1,10 mmol Fe ²⁺ /g MR	-	-
	pędy/ekstrakt wodny	EC ₅₀ = 1,09 mg/ml	257,35 µg/mL	DPPH; TX: 0,19 mg/ml	-
	pędy/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 1,06 mg/ml	265,38 µg/mL	FRAP; TX: 34,13 µg/mL	-
	owoce/ekstrakt wodny	EC ₅₀ = 1,85 mg/ml	376,41 µg/mL	-	-
	owoce/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 2,44 mg/ml	498,82 µg/mL	-	-
	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 24,58 µg/mL MR	2,04 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,67 µg/mL, BHA: 2,91 µg/mL, TX: 3,79 µg/mL, BHT: 6,53 µg/mL, TBHQ: 2,74 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TBHQ: 15,51 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2016
	owoce/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 18,15 µg/mL	-	DPPH; AA: 2,32 µg/mL	Javid, Nabi i Wani, 2023
<i>C. lucidus</i>	liście/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 4,15 µg/mL	-	-	-
	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 25,35 µg/mL MR	2,18 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,67 µg/mL, BHA: 2,91 µg/mL, TX: 3,79 µg/mL, BHT: 6,53 µg/mL, TBHQ: 2,74 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TBHQ: 15,51 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2018
	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 123,41 µg/mL MR	0,70 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,70 µg/mL, BHA: 2,90 µg/mL, BHT: 6,50 µg/mL, TX: 3,80 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g	-

Tabela 4. Aktywność antyoksydacyjna ekstraktów/materiału roślinnego... (cd.)

<i>C. melanocarpus</i>	młode i stare pędy, liście/ekstrakty wodne, metanolowe, octanu etylu, dichlorometanowe i heksanowe	ekstrakty wodne: EC ₅₀ = 53,5-86,7 µg/mL; ekstrakty metanolowe: EC ₅₀ = 30,9-106,4 µg/mL; ekstrakty octanu etylu: EC ₅₀ = 74,9->200 µg/mL; ekstrakty dichlorometanowe: EC ₅₀ = 134,6->200 µg/mL; ekstrakty heksanowe: EC ₅₀ = brak aktywności	-	DPPH; RU: 13,26 µg/mL	Holzer i in., 2013
	liście/ekstrakt wodny	EC ₅₀ = 67,74 µg/mL			
	liście/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 106,41 µg/mL			
	liście/ekstrakt octanu etylu	EC ₅₀ > 200 µg/mL			
	liście/ekstrakt dichlorometanowy	EC ₅₀ > 200 µg/mL			
	liście/ekstrakt heksanowy	-			
	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 32,75 µg/mL MR	0,95 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,67 µg/mL, BHA: 2,91 µg/mL, TX: 3,79 µg/mL, BHT: 6,53 µg/mL, TBHQ: 2,74 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TBHQ: 15,51 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2016
<i>C. microphylla</i>	owoce/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 5,47 µg/mL	-	DPPH; AA: 2,32 µg/mL	Javid i in., 202
	liście/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 5,01 µg/mL			
<i>C. microphyllus</i>	części nadziemne/ekstrakt metanolowy oraz przygotowane przez ekstrakcję frakcjonowaną frakcje: octanu etylu, chloroformu, n-heksanu	IC ₅₀ = 83 µg/mL Frakcje: IC ₅₀ = 140–580 µg/mL	-	DPPH; AA: 48 µg/mL	Ali i in., 2021)
	korzenie/ekstrakt metanolowy oraz przygotowane przez ekstrakcję frakcjonowaną frakcje: octanu etylu, chloroformu, n-heksanu	IC ₅₀ = 66 µg/mL Frakcje: IC ₅₀ = 180-980 µg/mL	-	DPPH; AA: 52 µg/mL	Ali i in., 2021
<i>C. mongolica</i>	liście/ekstrakt metanolowy oraz przygotowane przez ekstrakcję frakcjonowaną frakcje: chloroformu, n-butanolu, wodna owoce/metanolowy ekstrakt oraz przygotowana przez ekstrakcję frakcjonowaną frakcja n-butanolu	EC ₅₀ = > 200 µg/mL Frakcje: EC ₅₀ = 55,70->200 µg/mL	-	DPPH; RU: 22,66 µg/mL	Odontuya, 2019
		EC ₅₀ = 108,50 µg/mL Frakcje: EC ₅₀ > 200 µg/mL	-		
<i>C. nanshan</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 24,68 µg/mL MR	1,70 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,67 µg/mL, BHA: 2,91 µg/mL, TX: 3,79 µg/mL, BHT: 6,53 µg/mL, TBHQ: 2,74 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TBHQ: 15,51 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2016
	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 178,35 µg/mL MR	0,61 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,70 µg/mL, BHA: 2,90 µg/mL, BHT: 6,50 µg/mL, TX: 3,80 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2018
<i>C. nebrodensis</i>	liście/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1)	EC ₅₀ = 55,60 µg/mL	-	DPPH; QU: 2,38 µg/mL; AA: 4,29 µg/mL; TX: 3,74 µg/mL	Krzemińska i in., 2022
	liście/ekstrakt etanol-woda (3:2)	EC ₅₀ = 117,79 µg/mL			
	owoce/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1)	EC ₅₀ = 43,37 µg/mL			
	owoce/ekstrakt etanol-woda (3:2)	EC ₅₀ = 125,63 µg/mL			

Tabela 4. Aktywność antyoksydacyjna ekstraktów/materiału roślinnego... (cd.)

<i>C. nummularia</i>	ulistnione pędy/ekstrakt wodny	EC ₅₀ = 97 µg/mL	-	DPPH; BHA: 0,016 mg/mL	Zengin i in., 2014
	ulistnione pędy/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 104 µg/mL	-		
	ulistnione pędy/ekstrakt octanu etylu	EC ₅₀ = 252 µg/mL	-		
	owoce/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 5,94 µg/mL	-	DPPH; AA: 2,32 µg/mL	Javid, Nabi i Wani, 2023
<i>C. pannosus</i>	liście/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 5,17 µg/mL	-		
	owoce/ekstrakt etanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 47,33 µg/mL	-	DPPH; AA: 2,74 µg/mL	Les i in., 2017
<i>C. rosea</i>	owoce/ekstrakt etanol-heksan (55:45)	EC ₅₀ = 54,89 µg/mL	-		
	owoce/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 3,45 µg/mL	-	DPPH; AA: 2,32 µg/mL	Javid, Nabi i Wani, 2023
<i>C. roseus</i>	liście/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 12,61 µg/mL	-		
	liście/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1)	EC ₅₀ = 32,12 µg/mL	-	DPPH; QU: 2,38 µg/mL; AA: 4,29 µg/mL; TX: 3,74 µg/mL	Krzemińska i in., 2022
<i>C. splendens</i>	liście/ekstrakt etanol-woda (3:2)	EC ₅₀ = 44,12 µg/mL	-		
	owoce/ekstrakt etanol-woda (3:1:1)	EC ₅₀ = 22,94 µg/mL	-		
<i>C. splendens</i>	owoce/ekstrakt etanol-woda (3:2)	EC ₅₀ = 35,49 µg/mL	-		
	liście/ekstrakt etanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 22,56 µg/mL MR	2,44 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,67 µg/mL, BHA: 2,91 µg/mL, TX: 3,79 µg/mL, BHT: 6,53 µg/mL, TBHQ: 2,74 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TBHQ: 15,51 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2016
<i>C. splendens</i>	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 67,15 µg/mL MR	0,98 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,70 µg/mL, BHA: 2,90 µg/mL, BHT: 6,50 µg/mL, TX: 3,80 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2018
	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 34,50 µg/mL MR	0,90 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,67 µg/mL, BHA: 2,91 µg/mL, TX: 3,79 µg/mL, BHT: 6,53 µg/mL, TBHQ: 2,74 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TBHQ: 15,51 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2016
<i>C. tomentosus</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 21,52 µg/mL MR	2,98 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,67 µg/mL, BHA: 2,91 µg/mL, TX: 3,79 µg/mL, BHT: 6,53 µg/mL, TBHQ: 2,74 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TBHQ: 15,51 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2016
<i>C. zabelii</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 7,44 µg/mL	9,42 mmol Fe ²⁺ /g	DPPH; QU: 1,70 µg/mL; ECA: 2,35 µg/mL; CHA: 4,60 µg/mL; BHA: 2,90 µg/mL; TX: 4,05 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g; ECA: 35,79 mmol Fe ²⁺ /g; CHA: 25,68 mmol Fe ²⁺ /g; BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g; TX: 12,69 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2018
	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3) oraz przygotowane przez ekstrakcję frakcjonowaną frakcje: eteru dietylowego, octanu etylu, <i>n</i> -butanolu, wodna owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	Frakcje: EC ₅₀ = 3,95-18,73 µg/mL	Frakcje: 3,89-16,74 mmol Fe ²⁺ /g		
<i>C. zabelii</i>	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	EC ₅₀ = 62,93 µg/mL MR	1,09 mmol Fe ²⁺ /g MR	DPPH; QU: 1,70 µg/mL, BHA: 2,90 µg/mL, BHT: 6,50 µg/mL, TX: 3,80 µg/mL FRAP; QU: 31,20 mmol Fe ²⁺ /g, BHA: 16,14 mmol Fe ²⁺ /g, BHT: 18,89 mmol Fe ²⁺ /g, TX: 9,34 mmol Fe ²⁺ /g	Kicel i in., 2018

Tabela 4. Aktywność antyoksydacyjna ekstraktów/materiału roślinnego... (cd.)

Gatunki	Organ rośliny/ekstrakt lub frakcja	CUPRAC	ABTS	Substancja referencyjna	Literatura
<i>C. hissaricus</i>	liście/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1) oraz przygotowane przez ekstrakcję frakcjonowaną frakcje: eteru dietylowego, butanolowa, octanu etylu, wodna	-	EC ₅₀ = 4,14 µg/mL Frakcje: EC ₅₀ = 0,90-5,48 µg/mL	ABTS; QU: 3,27 µg/mL; AA: 1,73 µg/mL; TX: 1,31 µg/mL	Krzemińska i in., 2022
<i>C. horizontalis</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (4:1) kora/ekstrakt metanol-woda (4:1)	- -	EC ₅₀ = 0,38 mg/mL EC ₅₀ = 0,42 mg/mL	-	Mahmutović-Dizdarević i in., 2020
<i>C. hsingshangensis</i>	liście/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1) oraz przygotowane przez ekstrakcję frakcjonowaną frakcje: eteru dietylowego, butanolowa, octanu etylu, wodna	-	EC ₅₀ = 1,92 µg/mL Frakcje: EC ₅₀ = 0,37-1,53 µg/mL	ABTS; QU: 3,27 µg/mL; AA: 1,73 µg/mL; TX: 1,31 µg/mL	Krzemińska i in., 2022
<i>C. integerrimus</i>	pędy/ekstrakt wodny pędy/ekstrakt metanolowy owoce/ekstrakt wodny owoce/ekstrakt metanolowy	EC ₅₀ = 348,98 µg/mL EC ₅₀ = 336,50 µg/mL EC ₅₀ = 596,21 µg/mL EC ₅₀ = 657,42 µg/mL	-	CUPRAC; TX: 62,76 µg/mL	Uysal i in., 2016
<i>C. microphyllus</i>	części nadziemne/ekstrakt metanolowy oraz przygotowane przez ekstrakcję frakcjonowaną frakcje: octanu etylu, chloroformu, n-heksanu	-	IC ₅₀ = 92 µg/mL Frakcje: IC ₅₀ = 178-880 µg/mL	ABTS; AA: 68 µg/mL	Ali i in., 2021
	korzenie/ekstrakt metanolowy oraz przygotowane przez ekstrakcję frakcjonowaną frakcje: octanu etylu, chloroformu, n-heksanu	-	IC ₅₀ = 90 µg/mL Frakcje: IC ₅₀ = 240-1060 µg/mL	ABTS; AA: 74 µg/mL	Ali i in., 2021
<i>C. nebrodensis</i>	liście/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1) liście/ekstrakt etanol-woda (3:2) owoce/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1) owoce/ekstrakt etanol-woda (3:2)	- - - -	EC ₅₀ = 53,67 µg/mL EC ₅₀ = 100,12 µg/mL EC ₅₀ = 43,03 µg/mL EC ₅₀ = 121,06 µg/mL	ABTS; QU: 3,61 µg/mL; AA: 1,68 µg/mL; TX: 1,45 µg/mL	Krzemińska i in., 2022
<i>C. nummularia</i>	ulistnione pędy/ekstrakt wodny ulistnione pędy/ekstrakt metanolowy ulistnione pędy/ekstrakt octanu etylu	EC ₅₀ = 0,044 mg/mL EC ₅₀ = 0,022 mg/mL EC ₅₀ = 0,263 mg/mL	EC ₅₀ = 0,023 mg/mL MR EC ₅₀ = 0,020 mg/mL MR EC ₅₀ = 0,043 mg/mL MR	CUPRAC; BHA: 0,028 mg/mL ABTS; BHA: 0,015 mg/mL	Zengin i in., 2014
<i>C. roseus</i>	liście/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1) liście/ekstrakt etanol-woda (3:2) owoce/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1) owoce/ekstrakt etanol-woda (3:2)	- - - -	EC ₅₀ = 21,04 µg/mL EC ₅₀ = 31,98 µg/mL EC ₅₀ = 10,89 µg/mL EC ₅₀ = 33,71 µg/mL	ABTS; QU: 3,61 µg/mL; AA: 1,68 µg/mL; TX: 1,45 µg/mL	Krzemińska i in., 2022

Tabela 4. Aktywność antyoksydacyjna ekstraktów/materiału roślinnego... (cd.)

Gatunki	Organ rośliny/ekstrakt lub frakcja	Test β -karoten/kwas linolenowy	Test chelatowania metalu	Substancja referencyjna	Literatura
<i>C. hissaricus</i>	liście/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1) oraz przygotowane przez ekstrakcję frakcjonowaną frakcje: eteru dietylowego, butanolowa, octanu etylu, wodna	-	IC ₅₀ = 3,54 μ g/mL Frakcje: IC ₅₀ = 1,19-182,67 μ g/mL	Test chelatowania Fe ²⁺ ; Na ₂ EDTA*2H ₂ O: 4,15 μ g/mL	Krzemińska i in., 2022
<i>C. hsingshangensis</i>	liście/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1) oraz przygotowane przez ekstrakcję frakcjonowaną frakcje: eteru dietylowego, butanolowa, octanu etylu, wodna	-	IC ₅₀ = 1,73 μ g/mL Frakcje: IC ₅₀ = 0,50-76,50 μ g/mL	Test chelatowania Fe ²⁺ ; Na ₂ EDTA*2H ₂ O: 4,15 μ g/mL	Krzemińska i in., 2022
<i>C. integerrimus</i>	pędy/ekstrakt wodny pędy/ekstrakt metanolowy owoce/ekstrakt wodny owoce/ekstrakt metanolowy	-	EC ₅₀ = 6,24 mg/mL EC ₅₀ = 6,24 mg/mL EC ₅₀ = 2,14 mg/mL EC ₅₀ = 6,14 mg/mL	Test chelatowania Fe ²⁺ ; EDTA: 28,90 mg/mL	Uysal i in., 2016
<i>C. meyeri</i>	liście/ekstrakt etanolowy	-	5,9% (stężenie ekstraktu - 2mg/mL)	Test chelatowania Fe ²⁺ ; EDTA: 97,66% (stężenie 2000 μ g/mL)	Ekin i in., 2016
<i>C. morulus</i>	liście/ekstrakt etanolowy	-	21,5% (stężenie ekstraktu - 2mg/mL)		Ekin i in., 2016
<i>C. mummularia</i>	ulistnione pędy/ekstrakt wodny	93,04% (stężenie ekstraktu 2mg/mL)	EC ₅₀ = 18,66 mg EDTAE/g	Test β -karoten/kwas linolenowy; BHA: 95,07%	Zengin i in., 2014
	ulistnione pędy/ekstrakt metanolowy	89,63% (stężenie ekstraktu 2mg/mL)	EC ₅₀ = 4,45 mg EDTAE/g		
	ulistnione pędy/ekstrakt octanu etylu	85,46% (stężenie ekstraktu 2mg/mL)	EC ₅₀ = 0,25 mg EDTAE/g		
	liście/ekstrakt etanolowy	-	26,2% (stężenie ekstraktu - 2 mg/mL)	Test chelatowania Fe ²⁺ ; EDTA: 97,66% (stężenie 2000 μ g/mL)	Ekin i in., 2016
<i>C. nebrodensis</i>	liście/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1)	-	IC ₅₀ = 108,89 μ g/mL	ABTS; QU: 3,61 μ g/mL; AA: 1,68 μ g/mL; TX: 1,45 μ g/mL	Krzemińska i in., 2022
	liście/ekstrakt etanol-woda (3:2)		IC ₅₀ = 196,01 μ g/mL		
	owoce/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1)		IC ₅₀ = 98,65 μ g/mL		
	owoce/ekstrakt etanol-woda (3:2)		IC ₅₀ = 205,04 μ g/mL		
<i>C. roseus</i>	liście/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1)	-	IC ₅₀ = 38,33 μ g/mL		Krzemińska i in., 2022
	liście/ekstrakt etanol-woda (3:2)		IC ₅₀ = 57,99 μ g/mL		
	owoce/ekstrakt metanol-aceton-woda (3:1:1)		IC ₅₀ = 29,62 μ g/mL		
	owoce/ekstrakt etanol-woda (3:2)		IC ₅₀ = 65,44 μ g/mL		
Gatunki	Organ rośliny/ekstrakt lub frakcja	DMPD	Test fosfomolibdenowy	Substancja referencyjna	Literatura
<i>C. integerrimus</i>	pędy/ekstrakt wodny pędy/ekstrakt metanolowy owoce/ekstrakt wodny owoce/ekstrakt metanolowy	-	EC ₅₀ = 0,53 mg/mL EC ₅₀ = 0,36 mg/mL EC ₅₀ = 1,38 mg/mL EC ₅₀ = 1,24 mg/mL	Test fosfomolibdenowy; TX: 0,41 mg/mL	Uysal i in., 2016
<i>C. meyeri</i>	liście/ekstrakt etanolowy	8,2% (stężenie ekstraktu - 2mg/mL)	-	DMPD; AA: 69,58% (stężenie 1000 μ g/mL)	Ekin i in., 2016
<i>C. morulus</i>	liście/ekstrakt etanolowy	11,2% (stężenie ekstraktu - 2mg/mL)	-		Ekin i in., 2016

Tabela 4. Aktywność antyoksydacyjna ekstraktów/materiału roślinnego... (cd.)

<i>C. mummularia</i>	ulistnione pędy/ekstrakt wodny ulistnione pędy/ekstrakt metanolowy ulistnione pędy/ekstrakt octanu etylu liście/ekstrakt etanolowy	- - - 20,9% (stężenie ekstraktu - 2 mg/mL)	EC ₅₀ = 177,29 mg AE/g EC ₅₀ = 161,26 mg AE/g EC ₅₀ = 56,06 mg AE/g	- - -	- - DMPD; AA: 69,58% (stężenie 1000 µg/mL)	Zengin i in., 2014 Ekin i in., 2016
Gatunki	Organ rośliny/ekstrakt lub frakcja	TBARS	H ₂ O ₂	O ₂ ^{•-}	Substancja referencyjna	Literatura
<i>C. bullatus</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	-	EC ₅₀ = 28,95 µg/mL MR	EC ₅₀ = 37,80 µg/mL MR	H ₂ O ₂ ; QU: 1,25 µg/mL, AA: 2,73 µg/mL O ₂ ^{•-} ; QU: 2,73 µg/mL, AA: 3,93 µg/mL	Kicel i in., 2016
	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	IC ₅₀ = 64,99 µg/mL MR	-	-	TBARS; QU: 1,85 µg/mL, BHA: 3,16 µg/mL, BHT: 9,31 µg/mL, TX: 8,47 µg/mL	Kicel i in., 2018
<i>C. dielsianus</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	-	EC ₅₀ = 62,97 µg/mL MR	EC ₅₀ = 54,50 µg/mL MR	H ₂ O ₂ ; QU: 1,25 µg/mL, AA: 2,73 µg/mL O ₂ ^{•-} ; QU: 2,73 µg/mL, AA: 3,93 µg/mL	Kicel i in., 2016
	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	IC ₅₀ = 103,72 µg/mL MR	-	-	TBARS; QU: 1,85 µg/mL, BHA: 3,16 µg/mL, BHT: 9,31 µg/mL, TX: 8,47 µg/mL	Kicel i in., 2018
<i>C. divaricatus</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	-	EC ₅₀ = 36,06 µg/mL MR	EC ₅₀ = 37,57 µg/mL MR	H ₂ O ₂ ; QU: 1,25 µg/mL, AA: 2,73 µg/mL O ₂ ^{•-} ; QU: 2,73 µg/mL, AA: 3,93 µg/mL	Kicel i in., 2016
	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	IC ₅₀ = 83,16 µg/mL MR	-	-	TBARS; QU: 1,85 µg/mL, BHA: 3,16 µg/mL, BHT: 9,31 µg/mL, TX: 8,47 µg/mL	Kicel i in., 2018
<i>C. hjelmqvistii</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	-	EC ₅₀ = 35,57 µg/mL MR	EC ₅₀ = 28,10 µg/mL MR	H ₂ O ₂ ; QU: 1,25 µg/mL, AA: 2,73 µg/mL O ₂ ^{•-} ; QU: 2,73 µg/mL, AA: 3,93 µg/mL	Kicel i in., 2016
	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	IC ₅₀ = 62,96 µg/mL MR	-	-	TBARS; QU: 1,85 µg/mL, BHA: 3,16 µg/mL, BHT: 9,31 µg/mL, TX: 8,47 µg/mL	Kicel i in., 2018
<i>C. horizontalis</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	-	EC ₅₀ = 71,14 µg/mL MR	EC ₅₀ = 49,48 µg/mL MR	H ₂ O ₂ ; QU: 1,25 µg/mL, AA: 2,73 µg/mL O ₂ ^{•-} ; QU: 2,73 µg/mL, AA: 3,93 µg/mL	Kicel i in., 2016
	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	IC ₅₀ = 84,89 µg/mL MR	-	-	TBARS; QU: 1,85 µg/mL, BHA: 3,16 µg/mL, BHT: 9,31 µg/mL, TX: 8,47 µg/mL	Kicel i in., 2018
<i>C. integerrimus</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	IC ₅₀ = 23,19 µg/mL MR	-	-	TBARS; QU: 1,85 µg/mL, TX: 8,43 µg/mL	Kicel i in., 2019
	kwiaty/ekstrakt metanol-woda (7:3)	IC ₅₀ = 28,89 µg/mL MR	-	-	-	-
	kora/ekstrakt metanol-woda (7:3)	IC ₅₀ = 26,01 µg/mL MR	-	-	-	-
	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	IC ₅₀ = 47,32 µg/mL MR	-	-	-	-
<i>C. lucidus</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	-	EC ₅₀ = 55,42 µg/mL MR	EC ₅₀ = 29,49 µg/mL MR	H ₂ O ₂ ; QU: 1,25 µg/mL, AA: 2,73 µg/mL O ₂ ^{•-} ; QU: 2,73 µg/mL, AA: 3,93 µg/mL	Kicel i in., 2016
	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	IC ₅₀ = 38,46 µg/mL MR	-	EC ₅₀ = 27,70 µg/mL MR	H ₂ O ₂ ; QU: 1,25 µg/mL, AA: 2,73 µg/mL O ₂ ^{•-} ; QU: 2,73 µg/mL, AA: 3,93 µg/mL	Kicel i in., 2018
<i>C. melanocarpus</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	-	EC ₅₀ = 108,70 µg/mL MR	-	TBARS; QU: 1,85 µg/mL, BHA: 3,16 µg/mL, BHT: 9,31 µg/mL, TX: 8,47 µg/mL	Kicel i in., 2018
	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	-	EC ₅₀ = 56,80 µg/mL MR	EC ₅₀ = 31,59 µg/mL MR	H ₂ O ₂ ; QU: 1,25 µg/mL, AA: 2,73 µg/mL O ₂ ^{•-} ; QU: 2,73 µg/mL, AA: 3,93 µg/mL	Kicel i in., 2016
<i>C. nanshan</i>	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	-	EC ₅₀ = 54,17 µg/mL MR	EC ₅₀ = 55,74 µg/mL MR	H ₂ O ₂ ; QU: 1,25 µg/mL, AA: 2,73 µg/mL O ₂ ^{•-} ; QU: 2,73 µg/mL, AA: 3,93 µg/mL	Kicel i in., 2016
	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	IC ₅₀ = 165,76 µg/mL MR	-	-	TBARS; QU: 1,85 µg/mL, BHA: 3,16 µg/mL, BHT: 9,31 µg/mL, TX: 8,47 µg/mL	Kicel i in., 2018

Tabela 4. Aktywność antyoksydacyjna ekstraktów/materiału roślinnego... (cd.)

C. nummularia	ulistnione pędy/ekstrakt wodny	-	-	EC ₅₀ = 1,066 mg/mL	O ₂ ⁻ ; BHA: 0,226 mg/mL	Zengin i in., 2014
	ulistnione pędy/ekstrakt metanolowy	-	-	EC ₅₀ = 1,094 mg/mL		
C. splendens	ulistnione pędy/ekstrakt octanu etylu	-	-	EC ₅₀ = 1,603 mg/mL		Kicel i in., 2016
	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	-	EC ₅₀ = 43,24 µg/mL MR	EC ₅₀ = 44,07 µg/mL MR	H ₂ O ₂ ; QU: 1,25 µg/mL, AA: 2,73 µg/mL O ₂ ⁻ ; QU: 2,73 µg/mL, AA: 3,93 µg/mL	
C. tomentosus	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	IC ₅₀ = 66,21 µg/mL MR	-	-	TBARS; QU: 1,85 µg/mL, BHA: 3,16 µg/mL, BHT: 9,31 µg/mL, TX: 8,47 µg/mL	Kicel i in., 2018
	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	-	EC ₅₀ = 91,30 µg/mL MR	EC ₅₀ = 74,79 µg/mL MR	H ₂ O ₂ ; QU: 1,25 µg/mL, AA: 2,73 µg/mL O ₂ ⁻ ; QU: 2,73 µg/mL, AA: 3,93 µg/mL	Kicel i in., 2016
C. zabelii	liście/ekstrakt metanol-woda (7:3)	-	EC ₅₀ = 43,28 µg/mL MR	EC ₅₀ = 52,76 µg/mL MR	H ₂ O ₂ ; QU: 1,25 µg/mL, AA: 2,73 µg/mL O ₂ ⁻ ; QU: 2,73 µg/mL, AA: 3,93 µg/mL	Kicel i in., 2016
	owoce/ekstrakt metanol-woda (7:3)	IC ₅₀ = 62,54 µg/mL MR	-	-	TBARS; QU: 1,85 µg/mL, BHA: 3,16 µg/mL, BHT: 9,31 µg/mL, TX: 8,47 µg/mL	Kicel i in., 2018

Wyniki aktywności antyoksydacyjnej w przeliczeniu na suchą masę materiału roślinnego (**MR**) lub ekstraktów/frakcji; EC₅₀/IC₅₀ – efektywne/inhibicyjne stężenie (µg/mL, mg/mL) materiału roślinnego (**MR**) lub ekstraktu/frakcji wymagane do zmniejszenia początkowego stężenia rodników lub reaktywnych form tlenu o 50% (ang. *effective/inhibitory concentration (µg/mL, mg/mL) of plant material (PM) or extract/fraction required to reduce the initial concentration of radicals or reactive oxygen species by 50%*); µmol TE/g – ilość mikromoli Troloxu w przeliczeniu na 1 g s.m. ekstraktu (ang. *amount of micromoles of Trolox per 1 g of dry weight of extract*); mg AE/g – ilość miligramów kwasu askorbinowego w przeliczeniu na g s.m. ekstraktu (ang. *amount of milligrams of ascorbic acid per gram of dry weight of extract*); QU – kwercetyna (ang. *quercetin*); RU – rutyna (ang. *rutin*); BHA – butylowany hydroksyanizol (ang. *butylated hydroxyanisole*); TX – Trolox; BHT – 2,6-di-tert-butyl-4-metylofenol (ang. *2,6-di-tert-butyl-4-methylphenol*); TBHQ – tert-butylhydrochinon (ang. *tert-butylhydroquinone*); ECA – (-)-epikatechina (ang. *(-)-epicatechin*); CHA – kwas chlorogenowy (ang. *chlorogenic acid*); AA – kwas askorbinowy (ang. *ascorbic acid*); EDTA – kwas etylenodiaminotetraoctowy (ang. *ethylenediaminetetraacetic acid*); Na₂EDTA*2H₂O – dwuwodny etylenodiaminotetraoctan (II) sodu (ang. *sodium ethylenediaminetetraacetate dihydrate (II)*); mg EDTAE/g – ilość miligramów EDTA (kwasu etylenodiaminotetraoctowego) w przeliczeniu na g s.m. ekstraktu (ang. *amount of milligrams of EDTA (ethylenediaminetetraacetic acid) per gram of dry weight of extract*); DPPH – test zmiatania rodnika 2,2-difenylo-1-pikrylohydryzylowego (DPPH*) (ang. *2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl radical scavenging test*); O₂^{•-} – test zmiatania anionorodnika ponadtlenkowego (ang. *superoxide anion radical scavenging test*); H₂O₂ – test zmiatania nadtlenu wodoru (ang. *hydrogen peroxide scavenging test*); FRAP – test zdolności do redukcji jonów żelaza (III) (ang. *Ferric Reducing Antioxidant Power*); CUPRAC – test zdolności do redukcji jonów miedzi (II) (ang. *Cupric Reducing Antioxidant Capacity*); DMPD – test redukcji kationu rodnikowego N,N-dimetylo-p-fenylenodiaminy (ang. *N,N-dimethyl-p-phenylenediamine radical cation reduction test*); TBARS – test inhibicji peroksydacji kwasu linolowego z kwantyfikacją substancji reagujących z kwasem tiobarbiturowym (ang. *linoleic acid peroxidation inhibition test with quantification of substances reacting with thiobarbituric acid*)

6.2.2. Aktywność przeciwzapalna

Aktywność przeciwzapalna została potwierdzona w badaniach kilku gatunków z rodzaju *Cotoneaster* (Kicel i in., 2018; Zengin i in., 2019). W jednej z nowszych analiz porównawczych, obejmujących liście oraz owoce m.in. *C. zabelii*, *C. bullatus* i *C. integerrimus*, oceniono zdolność ekstraktów metanolowo-wodnych (7:3, v/v) do inhibicji lipooksygenazy (LOX) oraz hialuronidazy (HYAL) (Kicel i in., 2018; Kicel i in., 2018; Kicel i in., 2019). Spośród ekstraktów liściowych najwyższą skuteczność przeciwzapalną wykazały hydrofilowe ekstrakty z *C. zabelii* oraz *C. bullatus* ($IC_{50} = 217,8\text{--}185,8 \mu\text{g/mL}$ dla LOX oraz $IC_{50} = 7,9\text{--}8,1 \mu\text{g/mL}$ dla HYAL). Ponadto efekt inhibicyjny tych ekstraktów względem HYAL był porównywalny do efektu kontrolnych leków przeciwzapalnych bądź istotnie wyższy, w tym do indometacyny ($IC_{50} = 8,6 \mu\text{g/mL}$) (Kicel i in., 2018). W odniesieniu do owoców ekstrakty z *C. zabelii* i *C. integerrimus* charakteryzowały się największą aktywnością hamującą spośród przebadanych owoców; wartości IC_{50} mieściły się w zakresie $368,5\text{--}375,9 \mu\text{g/mL}$ dla LOX oraz $15,2\text{--}21,4 \mu\text{g/mL}$ dla HYAL (Kicel i in., 2018; Kicel i in., 2019). Kolejne badania porównawcze, obejmujące różne części rośliny *C. integerrimus*, w tym liście, owoce, korę oraz kwiaty, wykazały najwyższy potencjał przeciwzapalny wobec enzymów LOX i HYAL dla ekstraktu metanolowo-wodnego (7:3, v/v) otrzymanego z kory. Ekstrakt ten osiągnął wartości IC_{50} odpowiednio $169,0 \mu\text{g/mL}$ i $8,6 \mu\text{g/mL}$ i przewyższył aktywność ekstraktów pozyskanych z pozostałych surowców roślinnych (Kicel i in., 2019).

Oprócz testów enzymatycznych aktywność przeciwzapalną analizowano również w modelach *in vitro* z wykorzystaniem ludzkich linii komórkowych, co umożliwiło bardziej kompleksową ocenę działania badanych surowców *Cotoneaster*. W ramach oceny gatunku *C. integerrimus* z wykorzystaniem modelu raka jelita grubego (linia komórkowa HCT116) wykazano, że zarówno owoce, jak i pędy tego taksonu hamują aktywność kluczowych cytokin prozapalnych zaangażowanych w patofizjologię wrzodziejącego zapalenia jelita grubego. Wszystkie badane ekstrakty wodne i metanolowe, stosowane w stężeniu $100 \mu\text{g/mL}$, istotnie obniżyły ekspresję genu TNF- α indukowaną przez H_2O_2 . Największą skuteczność wobec produkcji azotynów, prostaglandyny E_2 (PGE_2) oraz 8-izo-prostaglandyny $\text{F}_{2\alpha}$ (8-izo-PGF 2α), indukowanych lipopolisacharydem (LPS), wykazał ekstrakt metanolowy z pędów *C. integerrimus* (Zengin i in., 2019). W następstwie wcześniejszych doniesień o aktywności przeciwzapalnej surowców z rodzaju *Cotoneaster* Krzemińska i in. (2022) przeprowadzili pogłębione badania nad czterema gatunkami: *C. hsingshangensis*, *C. hissaricus*, *C. nebrodensis* oraz *C. roseus*, koncentrując się na ich potencjale przeciwzapalnym, co może mieć znaczenie w terapii trądziku popolitego – przewlekłego schorzenia skóry o silnym podłożu zapalnym i oksydacyjnym. Metanolowe ekstrakty z liści wszystkich analizowanych gatunków istotnie hamowały ekspresję interleukiny 6 (IL-6) w ludzkich fibroblastach skóry (linia CCD-1079Sk) stymulowanych lipopolisacharydem (LPS), przy czym największą skuteczność wykazano dla *C. hissaricus*, gdzie poziom IL-6 zredukowano do 35,2% wartości (spadek o ok. 65%). Ekstrakty z liści *C. nebrodensis* i *C. roseus* również wykazały istotne działanie przeciwzapalne – poziom IL-6 zredukowano do ok. 65–70% wartości (obniżenie o 30–35%). Ekstrakty z owoców *C. nebrodensis* i *C. roseus* także charakteryzowały się aktywnością przeciwzapalną, jednak w mniejszym stopniu niż ekstrakty z liści. Analiza cytotoksyczności potwierdziła brak toksycznego wpływu wszystkich badanych ekstraktów na prawidłowe fibroblasty – wykazano wysokie indeksy terapeutyczne. Uzyskane wyniki wskazują na potencjalne zastosowanie badanych ekstraktów z liści i owoców wymienionych gatunków *Cotoneaster* w terapii przeciwtrądzikowej, bez negatywnego wpływu na prawidłowe komórki skóry (Krzemińska i in., 2022; Krzemińska i in., 2022).

6.2.3. Aktywność przeciwdrobnoustrojowa

Ekstrakty roślin z rodzaju *Cotoneaster* wykazały zróżnicowaną, miejscami silną aktywność przeciwdrobnoustrojową wobec ważnych klinicznie szczepów bakterii i grzybów, w tym opornych na standardowe antybiotyki, takie jak metycylinooporne *Staphylococcus aureus* (MRSA), które stanowią poważne zagrożenie w zakażeniach szpitalnych (tab. 5). Metanolowe ekstrakty z owoców *C. integrifolius* charakteryzowały się efektem przeciwwirusowym i przeciwbakteryjnym, szczególnie wobec MRSA oraz *Candida albicans*, patogenu odpowiedzialnego za infekcje grzybicze u osób z obniżoną

odpornością (Rajbhandari i in., 2009; Uysal i in., 2016). Z kolei ekstrakty różnej polarności z korzeni *C. acuminatus*, liści *C. nummularioides*, nadziemnych części *C. horizontalis* i *C. nummularia* wykazały działanie przeciwbakteryjne wobec szczepów takich jak *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa* czy *Bacillus subtilis*, które są powszechnie związane z zakażeniami układu moczowego, ran i układu oddechowego (Sati i in., 2010; Zengin i in., 2014; Yaghooti i Sani, 2015; Mahmutović-Dizdarević i in., 2020). Działanie tych ekstraktów (tab. 5), często porównywalne pod względem skuteczności do standardowych antybiotyków, podkreśla ich potencjał w rozwoju nowych terapii przeciwdrobnoustrojowych, szczególnie w obliczu rosnącej oporności na dostępne leki.

Tabela 5. Aktywność przeciwdrobnoustrojowa ekstraktów z liści, owoców, kwiatów, kory i korzeni wybranych gatunków *Cotoneaster*

Gatunek	Organ rośliny/ekstrakt	Szczepy mikroorganizmów	Metoda	Wyniki (IC ₅₀ , MIC, SIZ)	Substancja referencyjna	Literatura
<i>C. integrifolius</i>	owoce/ekstrakt metanolowy	<i>Herpes simplex virus</i> type 1 (HSV-1), <i>Influenza virus</i> A	Aktywność p/wirusowa (IC ₅₀)	HSV-1: IC ₅₀ =18,0 mg/mL; <i>Influenza</i> A: IC ₅₀ = 44,0 mg/mL	Acyklowir (HSV-1): IC ₅₀ =0,7 mg/mL; Amantadyna (<i>Influenza</i> A): IC ₅₀ =16,8 mg/mL	Rajbhandari i in., 2009
<i>C. integrifolius</i>	owoce/ekstrakt metanolowy	Methicillin-resistant <i>Staphylococcus aureus</i> (MRSA), <i>Candida albicans</i>	MIC	MRSA: MIC=0,195–0,391 mg/mL; <i>C. albicans</i> : MIC=0,391 mg/mL	Gentamycyna (MRSA): MIC=0,312 mg/mL; Gentamycyna (<i>C. albicans</i>): MIC=0,312 mg/mL	Uysal i in., 2016
<i>C. integrifolius</i>	kwiaty/ekstrakty metanolowy, wodny	<i>Candida albicans</i>	MIC	MIC=0,391 mg/mL	Gentamycyna (<i>C. albicans</i>): MIC=0,312 mg/mL	Uysal i in., 2016
<i>C. acuminatus</i>	korzenie/ekstrakt etanolowy	<i>Bacillus subtilis</i> , <i>Bacillus pumilus</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Escherichia coli</i> , <i>Pseudomonas aeruginosa</i> , <i>Micrococcus glutamicus</i> , <i>Proteus vulgaris</i>	Dyfuzja krążkowa (SIZ, mm)	<i>B. subtilis</i> : SIZ=18 mm; <i>B. pumilus</i> : SIZ=16 mm; <i>S. aureus</i> : SIZ=14 mm; <i>E. coli</i> , <i>P. aeruginosa</i> , <i>M. glutamicus</i> , <i>P. vulgaris</i> : SIZ=10-12 mm	Ampicylina (<i>B. subtilis</i>): SIZ=20 mm; (<i>S. aureus</i>): SIZ=17 mm; (<i>E. coli</i>): SIZ=13 mm	Sati i in., 2010
<i>C. nummularioides</i>	liście/ekstrakt metanolowy	<i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Escherichia coli</i> , <i>Pseudomonas aeruginosa</i> , <i>Bacillus subtilis</i>	Dyfuzja krążkowa (SIZ, mm)	<i>S. aureus</i> : SIZ=12 mm; <i>E. coli</i> : SIZ=10 mm; <i>P. aeruginosa</i> : SIZ=8 mm; <i>B. subtilis</i> : SIZ=6 mm	Gentamycyna (<i>S. aureus</i>): SIZ=25 mm; (<i>E. coli</i>): SIZ=22 mm; (<i>P. aeruginosa</i>): SIZ=20 mm; (<i>B. subtilis</i>): SIZ=19 mm	Yaghooti i Sani, 2015
<i>C. nummularioides</i>	liście/ekstrakt etanolowy	<i>Bacillus cereus</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Salmonella enterica</i> , <i>Escherichia coli</i>	MIC	<i>B. cereus</i> : MIC=200 mg/mL; <i>S. aureus</i> : MIC=200 mg/mL; <i>S. enterica</i> : MIC=400 mg/mL; <i>E. coli</i> : MIC=400 mg/mL	-	Siami i Sani, 2016
<i>C. horizontalis</i>	liście/ekstrakt metanolowy	<i>Candida albicans</i> , <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Dyfuzja agarowa (SIZ, mm)	<i>C. albicans</i> : SIZ=30,4 mm; <i>P. aeruginosa</i> : SIZ=18,5 mm	Nystatyna (<i>C. albicans</i>): SIZ=21,1 mm; Ampicylina (<i>P. aeruginosa</i>): SIZ=13,0 mm	Mahmutović-Dizdarević i in., 2020
<i>C. horizontalis</i>	kora/ekstrakt metanolowy	<i>Bacillus subtilis</i> , <i>Escherichia coli</i>	Dyfuzja agarowa (SIZ, mm)	<i>B. subtilis</i> : SIZ=21,0 mm; <i>E. coli</i> : SIZ=19,7 mm	Ampicylina (<i>B. subtilis</i>): SIZ=20 mm; (<i>E. coli</i>): SIZ=17 mm	Mahmutović-Dizdarević i in., 2020
<i>C. nummularia</i>	nadziemne części/ekstrakt metanolowy, wodny, octanu etylu	<i>Enterococcus faecalis</i> , <i>Bacillus cereus</i> , Methicillin-resistant <i>Staphylococcus aureus</i> (MRSA), <i>Streptococcus pneumoniae</i> , <i>Escherichia coli</i> , <i>Klebsiella pneumoniae</i> , <i>Pseudomonas aeruginosa</i> , <i>Salmonella enteritidis</i>	MIC	<i>E. faecalis</i> : e. metanolowy MIC=0,312 mg/mL; e. wodny MIC=0,039 mg/mL; e. octanu etylu: MIC=2,5 mg/mL	Gentamycyna (<i>E. faecalis</i>): MIC = 2,44 µg/mL; (pozostałe brak danych)	Zengin i in., 2014

SIZ – strefa zahamowania wzrostu (ang. *zone of inhibition*); IC₅₀ – stężenie hamujące 50% aktywności (ang. *half maximal inhibitory concentration*); MRSA – Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*; MIC - minimalne stężenie hamujące (ang. *minimum inhibitory concentration*)

6.2.4. Aktywność przeciwmalaryczna

Malária pozostaje jedną z najpoważniejszych chorób zakaźnych na świecie, powoduje miliony zachorowań oraz znaczną liczbę zgonów rocznie, szczególnie w krajach tropikalnych (Snow i in., 2005; Murray i in., 2012; Tusting i in., 2013; Rahimi i in., 2014; WHO, 2024). Rosnąca oporność pasożytów *Plasmodium* na dostępne leki przeciwmalaryczne sprawia, że poszukiwanie nowych, skutecznych terapii jest pilnym wyzwaniem dla nauki i medycyny. W świetle tych potrzeb badania Esmaeili i in. (2015), oceniające aktywność przeciwmalaryczną metanolowego ekstraktu z ulistnionych pędów *C. nummularia* w modelu *in vivo* myszy zakażonych *Plasmodium berghei*, dostarczyły danych wskazujących na umiarkowaną skuteczność badanego materiału roślinnego. Doustne podanie ekstraktu myszom w dawce 10 mg/kg masy ciała spowodowało 41,9% inhibicję wzrostu pasożyta, mierzoną odsetkiem niezainfekowanych erytrocytów, co w porównaniu z pełną skutecznością chlorochiny (100%) podkreśla ograniczony charakter obserwowanego efektu. Równocześnie badania cytotoksyczności potwierdziły niską toksyczność ekstraktu wobec komórek gospodarza, co podkreśla jego bezpieczeństwo i potencjał do dalszych badań farmakologicznych (Esmaeili i in., 2015).

6.2.5. Efekty antydyslipidemiczne, przeciwcukrzycowe oraz hepatoprotekcyjne

Ekstrakty roślin z rodzaju *Cotoneaster* wykazują również obiecujące właściwości antydyslipidemiczne, przeciwcukrzycowe i hepatoprotekcyjne, co zostało potwierdzone w modelach *in vivo* na szczurach (tab. 6). Największą skuteczność przeciwdyslipidemiczną odnotowano dla frakcji śluzowej z ulistnionych pędów *C. horizontalis*, która powodowała istotne obniżenie poziomu glukozy we krwi, a także triglicerydów (TG), cholesterolu całkowitego (TC) oraz frakcji LDL i VLDL u szczurów z cukrzycą indukowaną streptozotocyną. Wykazany efekt był porównywalny do standardowego leku przeciwcukrzycowego – glibenklamidu (Mohamed i in., 2012). Dodatkowo, etanolowy ekstrakt z ulistnionych pędów *C. horizontalis* wykazał umiarkowaną aktywność hepatoprotekcyjną w modelu uszkodzenia wątroby wywołanego paracetamolem, co poprawiło poziomy kluczowych markerów uszkodzenia wątroby, takich jak ALT, AST, ALP, GGTP i bilirubina całkowita (tab. 6). Ekstrakt ten wpływał również korzystnie na parametry profilu lipidowego poprzez zmniejszenie hiperlipidemii wywołanej toksycznym uszkodzeniem wątroby (Sokkar i in., 2013).

Istotnym uzupełnieniem opisanej aktywności przeciwcukrzycowej są wyniki badań dotyczące wpływu ekstraktów *Cotoneaster* na kluczowe enzymy trawienne uczestniczące w metabolizmie węglowodanów, tj. α -amylazę i α -glukozydazę (Zengin i in., 2014; Uysal i in., 2016; Kicel i in., 2022). W badaniach Zengina i in. (2014) ekstrakty wodny, metanolowy oraz octanu etylu z ulistnionych pędów *C. nummularia* wykazywały zróżnicowaną aktywność inhibitującą wobec wymienionych enzymów, przy czym najsilniejsze hamowanie α -glukozydazy i α -amylazy obserwowano w przypadku ekstraktu metanolowego (odpowiednio 82,3 mg ACAE/g oraz 13,6 mg ACAE/g ekstraktu). Aktywność inhibitorów wyrażano w ekwiwalentach akarbozy (ACAE), stosowanej jako substancja referencyjna (Zengin i in., 2014). W badaniach Kicel i in. (2022) metanolowo-wodne (7:3, v/v) ekstrakty z liści i owoców *C. bullatus*, *C. zabelii* oraz *C. integerrimus* charakteryzowały się istotną zdolnością do inhibicji α -glukozydazy, α -amylazy oraz nieenzymatycznej glikacji białek. Aktywność tych ekstraktów pozostawała w korelacji z wysoką zawartością polifenoli, w tym proantocyjanidyn, flawonoli i kwasów kawoilochinowych. Najwyższą zawartość polifenoli, i jednocześnie najsilniejszą aktywnością wobec badanych enzymów, charakteryzowały się ekstrakty z liści *C. bullatus* i *C. zabelii*. Dla przykładu, ekstrakt z liści *C. bullatus* uzyskał wartość $IC_{50} = 8,6 \mu\text{g/mL}$ wobec α -glukozydazy oraz $IC_{50} = 41,8 \mu\text{g/mL}$ wobec α -amylazy (Kicel i in., 2022).

Otrzymane dane potwierdzają potencjał wybranych ekstraktów rodzaju *Cotoneaster* jako wartościowego źródła substancji o możliwym zastosowaniu terapeutycznym w leczeniu zaburzeń metabolicznych, w tym cukrzycy typu 2, hiperlipidemii oraz towarzyszących im uszkodzeń wątroby.

Tabela 6. Parametry biochemiczne wątroby i lipidogram u szczurów w odpowiedzi na podanie etanolowego ekstraktu oraz frakcji śluzowej *C. horizontalis*

Parametr	Kontrola Paracetamol: 1 g/kg m.c./dzień przez 4 tygodnie	Etanolowy ekstrakt <i>C. horizontalis</i> (200 mg/kg)	Frakcja śluzowa <i>C. horizontalis</i> (250 mg/kg)	Substancja referencyjna	Literatura
Markery uszkodzenia wątroby					
Bilirubina całkowita	3,2 mg/dL	1,9 mg/dL (↓ ok. 41%)	-	Sylimaryna (50 mg/kg): 1,5 mg/dL	
ALT	85 U/L	50 U/L (↓ ok. 41%)	-	Sylimaryna: 45 U/L	Sokkar i in., 2013
AST	90 U/L	52 U/L (↓ ok. 42%)	-	Sylimaryna: 48 U/L	
GGTP	30 U/L	18 U/L (↓ ok. 40%)	-	Sylimaryna: 16 U/L	
ALP	150 U/L	100 U/L (↓ ok. 33%)	-	Sylimaryna: 95 U/L	
Profil lipidowy					
TG	180 mg/dL	-	122 mg/dL (↓ 32%)	Glibenklamid (0,4 mg/kg): 111 mg/dL	
TC	220 mg/dL	-	156 mg/dL (↓ 29%)	Glibenklamid: 143 mg/dL	Mohamed i in., 2012
LDL	140 mg/dL	-	91 mg/dL (↓ 35%)	Glibenklamid: 84 mg/dL	
VLDL	45 mg/dL	-	31 mg/dL (↓ 31%)	Glibenklamid: 29 mg/dL	
Glukoza	-	-	120 mg/dL (↓ 39%)	Glibenklamid: 110 mg/dL	

ALT – aminotransferaza alaninowa (*Alanine aminotransferase*); AST – aminotransferaza asparaginianowa (*Aspartate aminotransferase*); ALP – fosfataza zasadowa (*Alkaline phosphatase*); GGTP – gamma-glutamylotransferaza (*Gamma-glutamyltransferase*); TG – triglicerydy; TC – cholesterol całkowity (*Total cholesterol*); LDL – lipoproteiny o niskiej gęstości (*Low-density lipoproteins*); VLDL – lipoproteiny o bardzo niskiej gęstości (*Very low-density lipoproteins*); ↓ – obniżenie wartości parametru w porównaniu do grupy kontrolnej

6.2.6. Aktywność hamująca enzymy

Przeprowadzono także liczne badania oceny zdolności roślin z rodzaju *Cotoneaster* do hamowania aktywności enzymów acetylocholinoesterazy (AChE) oraz butyrylocholinoesterazy (BChE), odpowiedzialnych za rozkład acetylocholino w synapsach cholinergicznym, a tym samym regulujących przewodnictwo nerwowe w ośrodkowym i obwodowym układzie nerwowym (Khan i in., 2014; Zengin i in., 2014; Ekin i in., 2016; Uysal i in., 2016; Mahmutović-Dizdarević i in., 2020). Ekstrakty z wybranych gatunków irg charakteryzowały się aktywnością hamującą wobec obu form cholinoesteraz, co może sprzyjać zwiększeniu dostępności acetylocholino w synapsach i tym samym wspierać funkcje poznawcze. Mechanizm ten jest istotny w terapii choroby Alzheimera (AD), postępującego neurodegeneracyjnego schorzenia mózgu, przebiegającego z zaburzeniami pamięci i otępieniem (Greig, Lahiri i Sambamurti, 2002; Mushtaq i in., 2014; Darvesh, 2016)

W badaniach Zengina i in. (2014) ekstrakty wodne, metanolowe oraz octanu etylu z ulistnionych pędów *C. nummularia* wykazały zdolność inhibicji AChE i BChE, a ich aktywność wyrażono w ekwiwalentach galantaminy (GALE). Ekstrakt wodny wykazał najwyższą aktywność wobec AChE (4,8 mg GALE/g ekstraktu), natomiast metanolowy wobec BChE (6,0 mg GALE/g ekstraktu) (Zengin i in., 2014). Ekin i in. (2016) ocenili zdolność ekstraktów etanolowych z liści *C. meyeri*, *C. morulus* i *C. nummularia* do hamowania aktywności AChE i BChE przy stężeniu ekstraktów 200 µg/mL. W przypadku AChE hamowanie wynosiło 10,6–35,1%, natomiast wobec BChE 10,6–50,7%. Dla porównania, galantamina (100 µg/mL) wykazała inhibicję AChE na poziomie 96,7% i BChE na poziomie 83,7%. Pomimo niższej aktywności ekstraktów w porównaniu z galantaminą odnotowano wyraźny efekt hamujący, szczególnie wobec BChE (Ekin i in., 2016). W kolejnych badaniach Uysala i in. (2016) ekstrakty wodne i metanolowe z ulistnionych pędów oraz owoców *C. integerrimus* także wykazywały umiarkowaną aktywność hamującą wobec AChE i BChE, przy czym ekstrakty metanolowe były skuteczniejsze wobec AChE, natomiast wodne wobec BChE, w porównaniu z galantaminą jako substancją referencyjną (Uysal i in., 2016). W odniesieniu do pojedynczych związków wyizolowanych z różnych taksonów *Cotoneaster* jedynie horyzontoaty A (45) i B (46), wyodrębnione z ulistnionych pędów *C. horizontalis* oceniono pod kątem hamowania aktywności AChE i BChE. Aktywność tych związków była porównywalna z działaniem galantaminy i alanzantanu, powszechnie stosowanych referencyjnych inhibitorów cholinoesteraz (Khan i in., 2014).

W badaniach aktywności enzymatycznej ekstraktów z rodzaju *Cotoneaster* oceniano również ich wpływ na aktywność tyrozynazy, enzymu biorącego udział w biosyntezie melaniny i odpowiedzialnego za pigmentację skóry (Zengin i in., 2014; Uysal i in., 2016). W pracy Uysala i in. (2016) ekstrakty metanolowe i wodne otrzymane z ulistnionych pędów oraz owoców *C. integerrimus* charakteryzowały się zróżnicowaną zdolnością hamowania tyrozynazy, przy czym najsilniejszy efekt inhibicji odnotowano dla ekstraktu metanolowego z pędów ($IC_{50} = 1,35$ mg/ml). Dla porównania, zastosowana substancja referencyjna, tj. kwas kojowy, wykazała zdecydowanie silniejsze działanie hamujące ($IC_{50} = 0,13$ mg/mL). Zbliżone obserwacje przedstawili Zengin i in. (2014 r.), którzy oceniali aktywność inhibitorową ekstraktów wodnego, metanolowego oraz octanu etylu z ulistnionych pędów *C. nummularia*. Ekstrakty te także charakteryzowały się zróżnicowaną skutecznością hamowania tyrozynazy, przy czym najwyższą aktywność, wyrażoną w ekwiwalentach kwasu kojowego (KAE), odnotowano dla ekstraktu wodnego (32,3 mg KAE/g ekstraktu) (Zengin i in., 2014).

6.2.7. Aktywność przeciwosteoporotyczna

Badania przeprowadzone przez Hong i in. w 2025 r. dotyczyły oceny osteogennego potencjału frakcji n-heksanowej uzyskanej z ekstraktu etanolowego pędów z liśćmi *C. wilsonii*. Stwierdzono, że wyłącznie ta frakcja wykazuje istotną aktywność osteogenną, natomiast ekstrakt etanolowy oraz pozostałe frakcje hydrofilowe nie wywoływały podobnych efektów. W warunkach *in vitro* frakcja n-heksanowa zwiększała aktywność fosfatazy alkalicznej, indukowała ekspresję czynnika transkrypcyjnego RUNX2 oraz markerów osteogenezy na poziomie białkowym i genowym, jednocześnie aktywowała szlaki sygnałowe Wnt i TGF- β . Prowadziło to do nasilenia ekspresji osteopontyny (OPN), osterixa (OSX), kolagenu typu I (COL1A1) oraz osteokalcyny (OCN). W modelu *in vivo* myszy po owariektomii (OVX) podanie frakcji n-heksanowej skutkowało normalizacją stężeń osteokalcyny w surowicy, poprawą mikroarchitektury oraz mineralizacji kości. Zmiany te potwierdzono w analizach mikrotomograficznych, a uzyskane efekty były porównywalne z wynikami terapii hormonalnej przy braku wpływu na masę macicy, co wskazuje na brak działania estrogenowego. Uznano, że za aktywność osteogenną odpowiadają związki lupeol, β -sitosterol, betulina oraz ester etylowy kwasu kawowego wyizolowane z frakcji n-heksanowej. Szczególnie lupeol, β -sitosterol i ester etylowy kwasu kawowego wykazywały synergistyczne działanie osteogenne (Hong i in., 2025).

6.2.8. Aktywność przeciwożłtaczkowa

Manna, definiowana jako naturalna frakcja polisacharydowa pozyskiwana z gatunków rodzaju *Cotoneaster*, od wieków jest stosowana w tradycyjnej medycynie azjatyckiej, szczególnie w terapii żółtaczki noworodków. Jej potencjalne działanie zostało ocenione w badaniach klinicznych prowadzonych w Iranie, obejmujących noworodki z podwyższonym poziomem bilirubiny. Na podstawie oznaczeń HPLC ustalono, że manna stanowi mieszaninę polisacharydów zbudowanych z jednostek heksoz (głównie glukozy i galaktozy), kwasów uronowych, zawiera też znaczące ilości mannitolu, alkoholu cukrowego o działaniu osmotycznym i przeczyszczającym (Azadbakht i in., 2005; Fakhri i in., 2017; Fakhri i in., 2019). Wyniki badań wskazują także, że manna, pozyskiwana głównie z gatunków *C. tricolor* i *C. discolor*, może obniżyć poziom bilirubiny we krwi, co jest konsekwencją regulacji wydalania żółci przez wątrobę i woreczek żółciowy. Efekt terapeutyczny obserwowano w większości badań w ciągu 36 godzin po doustnym podaniu manny, co świadczy o jej dość szybkim działaniu klinicznym (Azadbakht i in., 2005; Farhat i in., 2006; Rafieian-Kopaei i in., 2016; Fakhri i in., 2018; Fakhri i in., 2019). Mechanizm działania manny przypisywany jest obecności mannitolu, który jako środek przeczyszczający zwiększa objętość wydalanego kału i przyspiesza eliminację bilirubiny z przewodu pokarmowego, a tym samym – szybkie łagodzenie objawów żółtaczki (Fakhri i in., 2019). Na podstawie dotychczasowych obserwacji klinicznych sugeruje się, że manna z rodzaju *Cotoneaster* może stanowić bezpieczne i skuteczne uzupełnienie standardowej fototerapii, ponieważ potencjalnie skraca czas hospitalizacji noworodków (Fayazmoghaddam, Reshadmanesh i Kamali, 1999; Ghotbi, Nahidi i Zangi, 2006; Fallah, Fallahzaden i Noori-Shadkam, 2014; Rafieian-Kopaei i in., 2016; Ameli, Assarroudi i Akrami, 2017; Fakhri i in., 2018). Niezbędne są jednak dalsze badania w celu

dokładniejszego określenia farmakokinetyki mianiny, możliwych interakcji oraz bezpieczeństwa jej stosowania w dłuższej perspektywie.

6.2.9. Aktywność cytotoksyczna

Wyniki badań cytotoksyczności ekstraktów *Cotoneaster* wskazują na umiarkowaną aktywność przeciwnowotworową przy zachowaniu niskiej toksyczności wobec prawidłowych linii komórkowych.

Sokkar i in. (2013) oceniali działanie metanolowego ekstraktu z ulistnionych pędów *C. horizontalis* wobec różnych linii komórek nowotworowych, m.in. ludzkiego nabłonka typu 2 (HEp-2), gruczolakoraka piersi (MCF7), raka wątrobowokomórkowego (HEPG2), raka okrężnicy (HCT116) oraz raka szyjki macicy (HeLa). Badany ekstrakt wykazał zdolność do hamowania proliferacji badanych komórek, przy czym uzyskane wartości IC_{50} mieściły się w przedziale 50–100 $\mu\text{g/mL}$. Dla przykładu, wartość IC_{50} wynosiła ok. 60 $\mu\text{g/mL}$ dla linii MCF7 i ok. 90 $\mu\text{g/mL}$ dla HeLa, co odpowiada umiarkowanej aktywności w porównaniu ze standardowymi cytostatykami (Sokkar i in., 2013).

Esmaeili i in. (2015) stwierdzili brak istotnej toksyczności metanolowego ekstraktu z pędów *C. nummularia* wobec komórek MDBK, stanowiących model prawidłowych komórek nerkowych bydła, uzyskując wartości IC_{50} przekraczające 100 $\mu\text{g/mL}$. Dla porównania, testowany lek referencyjny, 5-fluorouracyl, wykazał znacznie silniejsze działanie cytotoksyczne na poziomie $IC_{50} = 0,3 \mu\text{g/mL}$ (Esmaeili i in., 2015). Bukhari i in. (2019) odnotowali jedynie 4% hemolizę ludzkich erytrocytów wywołaną etanolowym ekstraktem z ulistnionych pędów *C. afghanicus* przy stężeniu 20 $\mu\text{g}/180 \mu\text{L}$ krwi, co potwierdza wysoką tolerancję komórek zdrowych i korzystny profil bezpieczeństwa (Bukhari i in., 2019). Podobnie Rajbhandari i in. (2009) nie zaobserwowali działania cytotoksycznego etanolowego ekstraktu z owoców *C. integrifolius* wobec linii komórkowych Vero (komórki nerkowe zielonej małpy) oraz MDCK (komórki nerkowe psa), dla których wartości CC_{50} przekraczały 100 $\mu\text{g/mL}$, dodatkowo potwierdzając niski poziom toksyczności tych ekstraktów (Rajbhandari i in., 2009).

7. Perspektywy badawcze

Przegląd literatury potwierdza obiecujący potencjał fitochemiczny i biologiczny rodzaju *Cotoneaster*, w szczególności w zakresie aktywności przeciwutleniającej, przeciwzapalnej oraz metabolicznej, obejmującej m.in. działanie przeciwcukrzycowe, hipolipidemiczne i hepatoprotekcyjne. Kierunki te są obecnie najlepiej udokumentowane i należy je uznać za najbardziej perspektywiczne. Jednak większość doniesień opiera się na badaniach *in vitro*, natomiast liczba badań *in vivo* pozostaje ograniczona, co utrudnia jednoznaczną ocenę skuteczności działania badanych ekstraktów. Dodatkowo brak ujednoliconej standaryzacji ekstraktów istotnie ogranicza porównywalność wyników i ich potencjalną aplikacyjność. Priorytetem pozostaje zatem opracowanie spójnych kryteriów standaryzacji, obejmujących oznaczenia całkowitej zawartości polifenoli, flawonoidów i proantocyjanidyn, a także identyfikację reprezentatywnych markerów referencyjnych. Metody spektrofotometryczne powinny być wykorzystywane jako szybkie narzędzie przesiewowe, uzupełniane systematycznym profilowaniem fitochemicznym z wykorzystaniem wysokosprawnych technik chromatograficznych oraz MS/NMR w celu identyfikacji i ilościowego charakteryzowania związków czynnych. Niezbędne są również badania mechanistyczne *in vitro* i *in vivo*, pozwalające powiązać określone profile fitochemiczne z obserwowaną aktywnością farmakologiczną. Istotną luką badawczą pozostają kierunki, które nie zostały dotychczas szerzej zbadane, m.in. potencjalne zastosowania zewnętrzne ekstraktów z roślin rodzaju *Cotoneaster*. Dostępne są jedynie pojedyncze doniesienia dotyczące ich wykorzystania dermatologicznego, obejmujące aktywność hamującą tyrozinazę oraz potencjał przeciwtrądzikowy wybranych gatunków, odnoszone głównie do obecności związków polifenolowych. Brakuje natomiast badań oceniających udział triterpenów w obserwowanych efektach, a także ich działanie przeciwzapalne i ochronne w modelach komórkowych skóry. Równocześnie istotnym zagadnieniem pozostaje bezpieczeństwo stosowania surowców i ekstraktów z rodzaju *Cotoneaster*. Pomimo dostępnych badań sugerujących stosunkowo niską toksyczność ekstraktów w warunkach doświadczalnych, obecność glikozydów cyjanogennych wymaga ostrożnej interpretacji wyników. Pojedyncze doniesienia literaturowe, opisujące przypadki ostrych zatruc

u zwierząt związane z nadmierną ekspozycją na surowiec roślinny (Grüss i Priymenko, 2009), podkreślają konieczność prowadzenia dalszych, systematycznych badań toksykologicznych. Podsumowując, wdrożenie walidowanych procedur kontroli jakości i certyfikacji ekstraktów wspartych badaniami toksykologicznymi oraz odpowiednio zaplanowanymi badaniami *in vivo* stworzy podstawy do badań klinicznych nad potencjałem terapeutycznym gatunków z rodzaju *Cotoneaster*.

Finansowanie: Praca była finansowana przez Uniwersytet Medyczny w Łodzi, numer grantu: 503/3-022-01/503-31-001.

Spis tabel

Tabela 1. Taksonomiczny podział rodzaju <i>Cotoneaster</i> Medikus	12
Tabela 2. Flawonoidy i procyjanidyny zidentyfikowane w gatunkach <i>Cotoneaster</i> , przedstawione w kolejności chronologicznej, na podstawie oryginalnych prac opublikowanych w okresie 1974–2024	17
Tabela 3. Przykłady tradycyjnego zastosowania w lecznictwie wybranych substancji roślinnych rodzaju <i>Cotoneaster</i>	27
Tabela 4. Aktywność antyoksydacyjna ekstraktów/materiału roślinnego z wybranych gatunków rodzaju <i>Cotoneaster</i>	30
Tabela 5. Aktywność przeciwdrobnoustrojowa ekstraktów z liści, owoców, kwiatów, kory i korzeni wybranych gatunków <i>Cotoneaster</i>	39
Tabela 6. Parametry biochemiczne wątroby i lipidogram u szczurów w odpowiedzi na podanie etanolowego ekstraktu oraz frakcji śluzowej <i>C. horizontalis</i>	41

Spis rycin

Rycina 1. Modelowe gatunki <i>Cotoneaster</i> : <i>C. bullatus</i> (a), <i>C. horizontalis</i> (b) i <i>C. nanshan</i> (c)	14
Rycina 2. Flawonoidy i proantocyjanidyny wyizolowane z różnych gatunków <i>Cotoneaster</i>	15
Rycina 3. Fenolokwasy występujące w różnych gatunkach <i>Cotoneaster</i>	22
Rycina 4. Fitoaleksyny i glikozydy cyjanogenne występujące w różnych gatunkach <i>Cotoneaster</i> ...	24
Rycina 5. Triterpeny, sterole i kwasy tłuszczowe występujące w różnych gatunkach <i>Cotoneaster</i> .	25
Rycina 6. Składniki olejków eterycznych z różnych gatunków <i>Cotoneaster</i>	26

Bibliografia

- Abdelazim A.M., Abomughaid M.M. 2024. Oxidative stress: an overview of past research and future insights. *All Life* 17(1), nr art. 2316092. DOI: [10.1080/26895293.2024.2316092](https://doi.org/10.1080/26895293.2024.2316092).
- Akbulut H.F. 2024. Comparison of Some Parts of *Cotoneaster coriaceus* Franch. Plant in Terms of Phytochemicals and Antioxidant Capacity. *Turkish Journal of Agriculture - Food Science and Technology* 12(10), str. 1817–1825. DOI: [10.24925/TURJAF.V12I10.1817-1825.7003](https://doi.org/10.24925/TURJAF.V12I10.1817-1825.7003).
- Al-Gubory K.H. 2014. Environmental pollutants and lifestyle factors induce oxidative stress and poor prenatal development. *Reproductive Biomedicine Online* 29(1), str. 17–31. DOI: [10.1016/J.RBMO.2014.03.002](https://doi.org/10.1016/J.RBMO.2014.03.002).
- Ali M., Ullah H., Bari W.U., Ul Islam N., Zahoor M., Ullah R., Bari A. 2021. Phytochemical isolation and biological screening of *Cotoneaster microphyllus*. *International Journal of Food Properties* 24(1), str. 1318–1334. DOI: [10.1080/10942912.2021.1963770](https://doi.org/10.1080/10942912.2021.1963770).
- Al-Snafi A.E. 2016. Pharmacological activities of *Cotoneaster racemiflorus* – a review. *The Pharmaceutical & Chemical Journal* 3(3), str. 98–104. Dostępne online: <https://tpcj.org/download/vol-3-iss-3-2016/TPCJ2016-03-03-98-104.pdf> (dostęp: 12.02.2026).
- Ameli Z., Assarroudi A., Akrami R. 2017. Effect of bilineaster drop on neonatal hyperbilirubinemia. *Evidence Based Care Journal* 6, str. 66–73. DOI: [10.22038/ebcj.2016.7982](https://doi.org/10.22038/ebcj.2016.7982).
- Azadbakht M., Pishva N., Mohammadi-Samani S., Alinejad F. 2005. The effect of purgative manna on the infant jaundice. *Iranian Journal of Pharmaceutical Sciences* 1, str. 95–100.
- Balaj N., Haxhinasto L., Hasani F., Lushi I., Balaj F. 2012. The study of flowering shrubs (*Forsythia*, *Syringa*, *Cotoneaster*) cultivars in the environment architecture and urbane landscape. *Research Journal of Agricultural Science* 44(2), str. 145–150.
- Bartosz G. 2024. *Druga twarz tlenu. Wolne rodniki w przyrodzie*. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa.
- Bisht G. 1995. Chemical Constituents from the Fruits of *Cotoneaster microphylla* Wall ex Lindt. *Asian Journal of Chemistry* 7, str. 455–456.
- Bukhari S.A., Qasim M., Masoud M., Ansari M., Anwar H., Waqas A., Mustafa G. 2019. Evaluation of Medicinally Important Constituents of *Cotoneaster afghanicus* G. Klotz Collected from Baluchistan Region of Pakistan. *Indian Journal of Pharmaceutical Sciences* 81(2), str. 259–265.
- Burden R.S., Kemp M.S., Wiltshire C.W. 1984. Isolation and structure determination of cotonefuran, and induced antifungal dibenzofuran from *Cotoneaster lactea* W. W. Sm. *Journal of the Chemical Society, Perkin Transactions* 1, str. 1445–1448.
- Cakilcioglu U., Turkoglu I. 2010. An ethnobotanical survey of medicinal plants in Sivrice (Elazığ-Turkey). *Journal of Ethnopharmacology* 132(1), str. 165–175. DOI: [10.1016/j.jep.2010.08.017](https://doi.org/10.1016/j.jep.2010.08.017).
- Challice J.S. 1973. Phenolic compounds of the subfamily *pomoideae*: A chemotaxonomic survey. *Phytochemistry* 12(5), str. 1095–1101. DOI: [10.1016/0031-9422\(73\)85022-8](https://doi.org/10.1016/0031-9422(73)85022-8).
- Changavi, F., Delfan, B., Akbari, S., & Janani, F. (2005). Efficacy of Shir-Khesht on constipation of pregnancy. *Aflak*, 1(1), str. 5–9.
- Chizzali, C., & Beerhues, L. (2012). Phytoalexins of the *Pyrinae*: Biphenyls and dibenzofurans. *Beilstein Journal of Organic Chemistry* 8:68, 8(1), str. 613–620. DOI: [10.3762/BJOC.8.68](https://doi.org/10.3762/BJOC.8.68)
- Chumbalov T.K., Pashinina L.T., Shukenova R.Z. 1975. Flavonoids of *Cotoneaster oligantha*. *Khimiya Prirodnykh Soedinenii* 1, str. 93. Dostępne online: <https://link.springer.com/content/pdf/10.1007/BF00567045.pdf> (dostęp: 19.02.2026).
- Cooke R.G., Fletcher R.A.H. 1974. Isoflavonoids. III constituents of *Cotoneaster* species. *Australian Journal of Chemistry* 27, str. 1377–1379.
- Cullen J., Knees S.G., Cubey H.S. (red.) 2011. The European Garden Flora. Tom 3, Residaceae to Cyrillaceae. Cambridge University Press, Cambridge, str. 286–298.
- Darvesh S. 2016. Butyrylcholinesterase as a Diagnostic and Therapeutic Target for Alzheimer's Disease. *Current Alzheimer Research* 13(10), str. 1173–1177. DOI: [10.2174/1567205013666160404120542](https://doi.org/10.2174/1567205013666160404120542).

- Dickoré W.B., Kasperek G. 2010. Species of *Cotoneaster* (*Rosaceae*, *Maloideae*) indigenous to, naturalising or commonly cultivated in Central Europe. *Willdenowia* 40(1), str. 13–45. DOI: [10.3372/WI.40.40102](https://doi.org/10.3372/WI.40.40102).
- Dini I., Grumetto L. 2022. Recent Advances in Natural Polyphenol Research. *Molecules* 27(24), nr art. 8777. DOI: [10.3390/MOLECULES27248777](https://doi.org/10.3390/MOLECULES27248777).
- Ekin H.N., Gokbulut A., Aydin Z.U., Donmez A. A., Orhan I.E. 2016. Insight into anticholinesterase and antioxidant potential of thirty-four *Rosaceae* samples and phenolic characterization of the active extracts by HPLC. *Industrial Crops and Products* 91, str. 104–113. DOI: [10.1016/J.INDCROP.2016.06.029](https://doi.org/10.1016/J.INDCROP.2016.06.029).
- El-Mousallamy A.M.D., Hussein S.A.M., Merfort I., Nawwar M.A.M. 2000. Unusual phenolic glycosides from *Cotoneaster orbicularis*. *Phytochemistry* 53(6), str. 699–704. DOI: [10.1016/S0031-9422\(99\)00598-1](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(99)00598-1).
- Esmaili S., Ghiaee A., Naghibi F., Mosaddegh M. 2015. Antiplasmodial activity and cytotoxicity of plants used in traditional medicine of Iran for the treatment of fever. *Iranian Journal of Pharmaceutical Research* 14(Suppl.), str. 103–107.
- European Medicines Agency. 2026. *European Union herbal monographs*. Dostępne online: <https://www.ema.europa.eu/en/human-regulatory-overview/herbal-medicinal-products/european-union-monographs-list-entries> (dostęp: 18.02.2026).
- Fakhri M., Davoodi A., Hamzegardeshi Z., Farhadi R., Mousavinasab N., Keshtkar A., Azadbakht M. 2018. Is cotoneaster manna improving the treatment of neonatal jaundice? *Bangladesh Journal of Pharmacology* 13(2), str. 168–178. DOI: [10.3329/BJP.V13I2.36017](https://doi.org/10.3329/BJP.V13I2.36017).
- Fakhri M., Davoodi A., Parviz M., Ghadi Z.S., Mousavinasab S.N., Farhadi R., Azadbakht M., Azadbakht M. 2017. Characterization and HPLC analysis of manna from some *Cotoneaster* species. *International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research* 8, str. 5360–5366. DOI: [10.13040/IJPSR.0975-8232.8\(12\).5360-66](https://doi.org/10.13040/IJPSR.0975-8232.8(12).5360-66).
- Fakhri M., Farhadi R., Mousavinasab N., Hosseinimehr S.J., Yousefi S.S., Davoodi A., Azadbakht M. 2019. Preventive effect of purgative manna on neonatal jaundice: A double blind randomized controlled clinical trial. *Journal of Ethnopharmacology* 236, str. 240–249. DOI: [10.1016/J.JEP.2019.03.009](https://doi.org/10.1016/J.JEP.2019.03.009).
- Fallah R., Fallahzadeh M., Noori-Shadkam M. 2014. Evaluation of safety and efficacy of purgative manna (billinaster drop) and glycerin suppository in icterus of healthy term newborns. *Current drug safety* 9(1), str. 29–33. DOI: [10.2174/15748863113086660052](https://doi.org/10.2174/15748863113086660052).
- Farhat A., Mohammadzadeh A., Amiri M., Remezani M. 2006. Effect of *Cotoneaster tricolor* Pajork manna on serum bilirubin levels in neonates. *International Journal of Pharmacology* 2, str. 455–458. DOI: [10.3923/ijp.2006.455.458](https://doi.org/10.3923/ijp.2006.455.458).
- Farmakopea Polska (FP XIII). 2023. Wydanie XIII. Urząd Rejestracji Produktów Leczniczych, Wyrobów Medycznych i Produktów Biobójczych, Polskie Towarzystwo Farmaceutyczne, Warszawa.
- Fayazmoghaddam K., Reshadmanesh N., Kamali S. 1999. Study of the effect of Manna Ash on the management of neonatal Jaundice. *Scientific Journal of Kurdistan University of Medical Sciences* 4(13), str. 20–23.
- Ghotbi F., Nahidi S., Zangi M. 2006. Surveying the effect of *Cotoneaster* spp. [shir khesht] on neonatal jaundice. *Journal of the Faculty of Medicine –Shaheed Beheshti University of Medical Sciences and Health Services* 30(4), str. 347–352.
- Greig N.H., Lahiri D.K., Sambamurti K. 2002. Butyrylcholinesterase: An important new target in Alzheimer's disease therapy. *International Psychogeriatrics* 14(Suppl. 1), str. 77–91. DOI: [10.1017/S1041610203008676](https://doi.org/10.1017/S1041610203008676).
- Grevcova G.T. 1999. Atlas Kizil'niki - *Cotoneaster* (Medic.). Bauhin, Kijów.
- Grüss A., Priyenko N. 2009. *Cotoneaster* sp. poisoning in a llama (*Lama glama*). *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation* 21(2), str. 247–249. DOI: [10.1177/104063870902100213](https://doi.org/10.1177/104063870902100213).
- Holzer V.M.D., Lower-Nedza A.D., Nandintsetseg M., Batkhuu J., Brantner A.H. 2013. Antioxidant constituents of *Cotoneaster melanocarpus* lodd. *Antioxidants* 2(4), str. 265–272. DOI: [10.3390/antiox2040265](https://doi.org/10.3390/antiox2040265).

- Hong S., Lee H.J., Jung D.S., Erdenebileg S., Hwang H., Kwon H.C., Kwon J., Yoo G. 2025. Exploring the anti-osteoporotic effects of n-hexane fraction from *Cotoneaster wilsonii* Nakai: activation of runx2 and osteoblast differentiation in vivo. *Pharmaceuticals* 18(1), nr art. 45. DOI: [10.3390/PH18010045/S1](https://doi.org/10.3390/PH18010045/S1).
- Jankun A. 1993. Znaczenie apomiksji w ewolucji rodzaju *Sorbus* (Rosaceae). *Fragmenta Floristica et Geobotanica* 38(2), str. 627–686.
- Javid W., Nabi G., Wani A.A. 2023. Assessment of total phenolics, flavonoids, and antioxidant properties within the genus *Cotoneaster* in Kashmir Himalayas. *Vegetos* 37, str. 2514–2522. DOI: [10.1007/S42535-023-00744-9](https://doi.org/10.1007/S42535-023-00744-9).
- Jerzak E. 2007. Irgi uprawiane w Polsce. Oficyna Botanica, Kraków.
- Kanaani S., Sani A.M., Yaghooti F. 2015. Antibacterial effects and chemical composition of essential oils from *Cotoneaster nummularioides* Pojark and *Sonchus arvensis* L. leaves extracts on typical food-borne pathogens. *International Journal of Biosciences* 6(2), str. 357–365. DOI: [10.12692/ijb/6.2.357-365](https://doi.org/10.12692/ijb/6.2.357-365).
- Khan S., Rehman A., Riaz N., Afza N., Malik A. 2007. Isolation studies on *Cotoneaster racemiflora*. *Journal of the Chemical Society of Pakistan* 29, str. 620–623.
- Khan S., Riaz N., Afza N., Rehman A., Malik A., Iqbal L., Lateef M. 2009. Antioxidant constituents from *Cotoneaster racemiflora*. *Journal of Asian Natural Products Research* 11(1), str. 44–48. DOI: [10.1080/10286020802435745](https://doi.org/10.1080/10286020802435745).
- Khan S., Wang Z., Wang R., Zhang L. 2014. Horizontaloates A–C: New cholinesterase inhibitors from *Cotoneaster horizontalis*. *Phytochemistry Letters* 10, str. 204–208. DOI: [10.1016/J.PHYTOL.2014.09.007](https://doi.org/10.1016/J.PHYTOL.2014.09.007).
- Khan S., Yasmeen S., Afza N., Malik A., Iqbal L., Lateef M. 2008. Cotonooates A and B, new aromatic esters from *Cotoneaster racemiflora*. *Zeitschrift fur Naturforschung. Section B – Journal of Chemical Sciences* 63(10). DOI: [10.1515/znb-2008-1013](https://doi.org/10.1515/znb-2008-1013).
- Kicel A., Kolodziejczyk-Czepas J., Owczarek A., Marchelak A., Sopinska M., Ciszewski P., Nowak P., Olszewska M.A. 2018. Polyphenol-Rich Extracts from *Cotoneaster* Leaves Inhibit Pro-Inflammatory Enzymes and Protect Human Plasma Components against Oxidative Stress In Vitro. *Molecules* 23(10), nr art. 2472. DOI: [10.3390/MOLECULES23102472](https://doi.org/10.3390/MOLECULES23102472).
- Kicel A., Kolodziejczyk-Czepas J., Owczarek A., Rutkowska M., Wajs-Bonikowska A., Granica S., Nowak P., Olszewska M.A. 2018. Multifunctional Phytochemicals in *Cotoneaster* Fruits: Phytochemical Profiling, Cellular Safety, Anti-Inflammatory and Antioxidant Effects in Chemical and Human Plasma Models In Vitro. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity* 2018(1), nr art. 3482521. DOI: [10.1155/2018/3482521](https://doi.org/10.1155/2018/3482521).
- Kicel A., Magiera A., Olszewska M.A. 2024. Variation in the Phenolic Profile and Antioxidant, Antihyperglycemic, and Anti-Inflammatory Activity in Leaves of *Cotoneaster zabelii* during Growing Season. *Molecules* 29(19), nr art. 4745. DOI: [10.3390/MOLECULES29194745](https://doi.org/10.3390/MOLECULES29194745).
- Kicel A., Magiera A., Skrzywanek M., Malczuk M., Olszewska M.A. 2022. The Inhibition of α -Glucosidase, α -Amylase and Protein Glycation by Phenolic Extracts of *Cotoneaster bullatus*, *Cotoneaster zabelii*, and *Cotoneaster integerrimus* Leaves and Fruits: Focus on Anti-Hyperglycemic Activity and Kinetic Parameters. *Molecules* 27(20), nr art. 7081. DOI: [10.3390/MOLECULES27207081](https://doi.org/10.3390/MOLECULES27207081).
- Kicel A., Michel P., Owczarek A., Marchelak A., Zyzelewicz D., Budryn G., Oracz J., Olszewska M.A. 2016. Phenolic Profile and Antioxidant Potential of Leaves from Selected *Cotoneaster* Medik. Species. *Molecules* 21(6), nr art. 688. DOI: [10.3390/MOLECULES21060688](https://doi.org/10.3390/MOLECULES21060688).
- Kicel A., Owczarek A., Gralak P., Ciszewski P., Olszewska M.A. 2019. Polyphenolic profile, antioxidant activity, and pro-inflammatory enzymes inhibition of leaves, flowers, bark and fruits of *Cotoneaster integerrimus*: A comparative study. *Phytochemistry Letters* 30, str. 349–355. DOI: [10.1016/J.PHYTOL.2019.02.027](https://doi.org/10.1016/J.PHYTOL.2019.02.027).
- Kicel A., Owczarek A., Kapusta P., Kolodziejczyk-Czepas J., Olszewska M.A. 2020. Contribution of Individual Polyphenols to Antioxidant Activity of *Cotoneaster bullatus* and *Cotoneaster zabelii* Leaves—Structural Relationships, Synergy Effects and Application for Quality Control. *Antioxidants* 9(1), nr art. 69. DOI: [10.3390/ANTIOX9010069](https://doi.org/10.3390/ANTIOX9010069).

- Kokubun T., Harborne J.B., Eagles J., Waterman P.G. 1995. Dibenzofuran phytoalexins from the sapwood of *Cotoneaster acutifolius* and five related species. *Phytochemistry* 38(1), str. 57–60. DOI: [10.1016/0031-9422\(94\)00636-8](https://doi.org/10.1016/0031-9422(94)00636-8).
- Krzemińska B., Dybowski M.P., Klimek K., Typek R., Miazga-Karska M., Dos Santos Szewczyk K. 2022. The Anti-Acne Potential and Chemical Composition of Two Cultivated *Cotoneaster* Species. *Cells* 11(3), nr art. 367. DOI: [10.3390/cells11030367](https://doi.org/10.3390/cells11030367).
- Krzemińska B., Dybowski M.P., Klimek K., Typek R., Miazga-Karska M., Ginalska G., Dos Santos Szewczyk K. 2022. Can Extracts from the Leaves and Fruits of the *Cotoneaster* Species Be Considered Promising Anti-Acne Agents? *Molecules* 27(9), nr art. 2907. DOI: [10.3390/molecules27092907](https://doi.org/10.3390/molecules27092907).
- Krzemińska B., Szewczyk G. 2024. *Cotoneaster horizontalis* Decne. (Rosaceae) – medicinal or just ornamental species? *Prospects in Pharmaceutical Sciences* 22(2), str. 50–58. DOI: [10.56782/ppp.187](https://doi.org/10.56782/ppp.187).
- Les F., López V., Caprioli G., Iannarelli R., Fiorini D., Innocenti M., Bellumori M., Maggi F. 2017. Chemical constituents, radical scavenging activity and enzyme inhibitory capacity of fruits from *Cotoneaster pannosus* Franch. *Food & Function* 8(5), str. 1775–1784. DOI: [10.1039/C7FO00330G](https://doi.org/10.1039/C7FO00330G).
- Li F., Fan Q., Li Q., Chen S., Guo W., Cui D., Liao W. 2014. Molecular phylogeny of *Cotoneaster* (Rosaceae) inferred from nuclear ITS and multiple chloroplast sequences. *Plant Systematics and Evolution* 300(6), str. 1533–1546. DOI: [10.1007/s00606-014-0980-5](https://doi.org/10.1007/s00606-014-0980-5).
- Liu X., Jia J., Jing X., Li G. 2018. Antioxidant Activities of Extracts from Sarcocarp of *Cotoneaster multiflorus*. *Journal of Chemistry* 2018(1), nr art. 4619768. DOI: [10.1155/2018/4619768](https://doi.org/10.1155/2018/4619768).
- Lugrin J., Rosenblatt-Velin N., Parapanov R., Liudet L. 2014. The role of oxidative stress during inflammatory processes. *Biological Chemistry* 395(2), str. 203–230. DOI: [10.1515/HSZ-2013-0241](https://doi.org/10.1515/HSZ-2013-0241).
- Mahmutović-Dizdarević I., Dizdar M., Culum D., Vidic D., Dahija S., Jerković-Mujkić A., Bešta-Gajević R. 2020. Phenolic Composition, Antioxidant and Antimicrobial Activity of *Cotoneaster* Medik. Species from Bosnia and Herzegovina. *Bulletin of the Chemists and Technologists of Bosna and Herzegovina* 54(1–6) DOI: [10.35666/ghthb.2020.54.01](https://doi.org/10.35666/ghthb.2020.54.01).
- Matthaus B., Özcan M.M. 2014. Fatty acid, tocopherol and squalene contents of Rosaceae seed oils. *Botanical Studies* 55(1), nr art. 48. DOI: [10.1186/S40529-014-0048-4](https://doi.org/10.1186/S40529-014-0048-4).
- Mohamed S.A., Sokkar N., El-Gindi O., Ali Z., Alfishawy I. 2012. Phytoconstituents investigation, anti-diabetic and anti-dyslipidemic activities of *Cotoneaster horizontalis* Decne cultivated in Egypt. *Life Science Journal* 9, str. 394–403.
- Murray C.J.L., Rosenfeld L.C., Lim S.S., Andrews K.G., Foreman K.J., Haring D., Fullman N., Naghavi M., Lozano R., Lopez A.D. 2012. Global malaria mortality between 1980 and 2010: A systematic analysis. *The Lancet* 379(9814), str. 413–431. DOI: [10.1016/S0140-6736\(12\)60034-8](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(12)60034-8).
- Mushtaq G., Greig N.H., Khan J.A., Kamal M.A. 2014. Status of Acetylcholinesterase and Butyrylcholinesterase in Alzheimer's Disease and Type 2 Diabetes Mellitus. *CNS & Neurological Disorders – Drug Targets* 13(8), str. 1432–1439. DOI: [10.2174/1871527313666141023141545](https://doi.org/10.2174/1871527313666141023141545).
- Nahrstedt A. 1973. Cyanogenesis in *Cotoneaster*-Arten. *Phytochemistry* 7, str. 1539–1542.
- Nour V., Trandafir I., Cosmulescu S. 2014. Antioxidant capacity, phenolic compounds and minerals content of blackcurrant (*Ribes nigrum* L.) leaves as influenced by harvesting date and extraction method. *Industrial Crops and Products* 53, str. 133–139. DOI: [10.1016/J.INDCROP.2013.12.022](https://doi.org/10.1016/J.INDCROP.2013.12.022).
- Nowak R., Gawlik-Dziki U. 2007. Polyphenols of *Rosa* L. leaves extracts and their radical scavenging activity. *Zeitschrift für Naturforschung. Section C – Journal of Biosciences* 62(1–2), str. 32–38. DOI: [10.1515/ZNC-2007-1-206](https://doi.org/10.1515/ZNC-2007-1-206).
- Odontuya G. 2019. Phytochemicals in leaves of *Cotoneaster mongolica*, their antioxidative, and acetylcholinesterase inhibitory activity. *Mongolian Journal of Chemistry* 20(46), 1–6. DOI: [10.5564/mjc.v20i46.1235](https://doi.org/10.5564/mjc.v20i46.1235).
- Pacher P., Beckman J.S., Liudet L. 2007. Nitric oxide and peroxynitrite in health and disease. *Physiological Reviews* 87(1), str. 315–424. DOI: [10.1152/PHYSREV.00029.2006](https://doi.org/10.1152/PHYSREV.00029.2006).

- Palme E., Bilia A.R., de Feo V., Morelli I. 1994. Flavonoid glycosides from *Cotoneaster thymaefolia*. *Phytochemistry* 42, str. 903–905.
- Palme E., Bilia A.R., Morelli I. 1996. Flavonols and isoflavones from *Cotoneaster simonsii*. *Phytochemistry* 42(3), str. 903–905. DOI: [10.1016/0031-9422\(95\)00023-2](https://doi.org/10.1016/0031-9422(95)00023-2).
- Pashinina L.T., Chumbalov T.K., Sheichenko V.I., Shukenova R.Z. 1978. Dimeric proanthocyanidins of *Cotoneaster oligantha*. *Chemistry of Natural Compounds* 14, str. 166–172.
- Phipps J.B., Robertson K.R., Smith P.G., Rohrer J.R. 1990. A checklist of the subfamily Maloideae (Rosaceae). *Canadian Journal of Botany* 68, str. 2209–2269.
- Rafieian-Kopaei M., Khoshdel A., Kheiri S., Shemian R. 2016. Cotoneaster: A safe and easy way to reduce neonatal jaundice. *Journal of Clinical and Diagnostic Research* 10(4), SC01–SC03. DOI: [10.7860/JCDR/2016/17084.7574](https://doi.org/10.7860/JCDR/2016/17084.7574).
- Rahimi B.A., Thakkestian A., White N.J., Sirivichayakul C., Dondorp A.M., Chokejindachai W. 2014. Severe vivax malaria: A systematic review and meta-analysis of clinical studies since 1900. *Malaria Journal* 13(1), str. 1–10. DOI: [10.1186/1475-2875-13-481/FIGURES/6](https://doi.org/10.1186/1475-2875-13-481/FIGURES/6).
- Rajbhandari M., Mentel R., Jha P.K., Chaudhary R.P., Bhattarai S., Gewali M.B., Karmacharya N., Hipper M., Lindequist U. 2009. Antiviral Activity of Some Plants Used in Nepalese Traditional Medicine. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine* 6(4), str. 517–522. DOI: [10.1093/ecam/nem156](https://doi.org/10.1093/ecam/nem156).
- Reveal J.L. 2012. An outline of a classification scheme for extant flowering plants. *Phytoneuron* 37, str. 1–221.
- Romo A., Boratyński A. 2014. The genus *Cotoneaster* (Rosaceae) in NW Africa. *Wildenowia* 44(2), str. 229–239. DOI: [10.3372/wi.44.44204](https://doi.org/10.3372/wi.44.44204).
- Santos-Sánchez N.F., Salas-Coronado R., Villanueva-Cañongo C., Hernández-Carlos B. 2019. *Antioxidant Compounds and Their Antioxidant Mechanism* [w:] Shalaby E., Brzozowski T. (red.) Antioxidants. IntechOpen, Londyn. DOI: [10.5772/INTECHOPEN.85270](https://doi.org/10.5772/INTECHOPEN.85270).
- Sati S.C., Sati M., Sharma A., Joshi M. 2010. Isolation and characterisation of phenolics from the roots of *Cotoneaster acuminatus* and determination of their antimicrobial activity. *International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences* 2(4), str. 58–60.
- Schaefer H.M., McGraw K., Catoni C. 2008. Birds use fruit colour as honest signal of dietary antioxidant rewards. *Functional Ecology* 22(2), str. 303–310. DOI: [10.1111/J.1365-2435.2007.01363.X](https://doi.org/10.1111/J.1365-2435.2007.01363.X).
- Seneta W., Dolatowski J. 2021. Dendrologia. PWN, Warszawa.
- Sheu S.S., Nauduri D., Anders M.W. 2006. Targeting antioxidants to mitochondria: a new therapeutic direction. *Biochimica et Biophysica Acta* 1762(2), str. 256–265. DOI: [10.1016/J.BBADIS.2005.10.007](https://doi.org/10.1016/J.BBADIS.2005.10.007).
- Siami M., Sani A.M. 2016. Antibacterial activity of ethanolic leaf extract from *Cotoneaster nummularioides* on food borne pathogens. *International Journal of Advanced Life Sciences* 9(2), str. 180–184.
- Sies H. 2015. Oxidative stress: a concept in redox biology and medicine. *Redox Biology* 4, str. 180–183. DOI: [10.1016/J.REDOX.2015.01.002](https://doi.org/10.1016/J.REDOX.2015.01.002).
- Snow R.W., Guerra C.A., Noor A.M., Myint H.Y., Hay S.I. 2005. The global distribution of clinical episodes of *Plasmodium falciparum* malaria. *Nature* 434(7030), str. 214–217. DOI: [10.1038/NATURE03342](https://doi.org/10.1038/NATURE03342).
- Sokkar N., El-Gindi O., Sayed S., Mohamed S., Ali Z., Alfshawy I. 2013. Antioxidant, anticancer and hepatoprotective activities of *Cotoneaster horizontalis* Decne extract as well as α -tocopherol and amygdalin production from in vitro culture. *Acta Physiologiae Plantarum* 35(8), str. 2421–2428. DOI: [10.1007/s11738-013-1276-z](https://doi.org/10.1007/s11738-013-1276-z).
- Swati S., Manjula R.R., Sowjanya K., Vennela Y., Tanuja K. 2018. A phyto pharmacological review on *Cotoneaster microphyllus* species. *Journal of Pharmaceutical Sciences and Research* 10, str. 2166–2168.
- Szabó C., Ischiropoulos H., Radi R. 2007. Peroxynitrite: Biochemistry, pathophysiology and development of therapeutics. *Nature Reviews Drug Discovery* 6(8), str. 662–680. DOI: [10.1038/NRD2222](https://doi.org/10.1038/NRD2222).

- Szakiel A. 1991. Rola fitoaleksyn w naturalnej odporności roślin. *Postępy Biochemii* 37(2), str. 104–112. The International Plant Index. Dostępne online: <http://www.ipni.org> (dostęp: 1.01.2025)
- Thi N. Do, Hwang E.S. 2014. Bioactive Compound Contents and Antioxidant Activity in Aronia (*Aronia melanocarpa*) Leaves Collected at Different Growth Stages. *Preventive Nutrition and Food Science* 19(3), nr art. 212. DOI: [10.3746/PNF.2014.19.3.204](https://doi.org/10.3746/PNF.2014.19.3.204).
- Tidwell R.H., Beal J.L., Patel D.G., Tye A., Patil P.N. 1970. A Study of the cyanogenetic content and toxicity of the fruit of selected species of *Cotoneaster*. *Economic Botany* 24, str. 47–50.
- Tusting L.S., Willey B., Lucas H., Thompson J., Kafy H.T., Smith R., Lindsay S.W. 2013. Socioeconomic development as an intervention against malaria: A systematic review and meta-analysis. *The Lancet* 382(9896), str. 963–972. DOI: [10.1016/S0140-6736\(13\)60851-X](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(13)60851-X).
- Ullah H., Badshah L. 2023. Nutritional and mineral analysis of the ultimate wild food plants of Lotkuh, Chitral, the Eastern Hindukush Pakistan. *Heliyon* 9(3), nr art. e14449. DOI: [10.1016/j.heliyon.2023.e14449](https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2023.e14449).
- Uysal A., Zengin G., Mollica A., Gunes E., Locatelli M., Yilmaz T., Aktumsek A. 2016. Chemical and biological insights on *Cotoneaster integerrimus*: A new (-)- epicatechin source for food and medicinal applications. *Phytomedicine* 23(10), str. 979–988. DOI: [10.1016/J.PHYMED.2016.06.011](https://doi.org/10.1016/J.PHYMED.2016.06.011).
- Van der Vliet A., Smith D., O'Neill C.A., Kaur H., Darley-Usmar V., Cross C.E., Halliwell B. 1994. Interactions of peroxynitrite with human plasma and its constituents: oxidative damage and antioxidant depletion. *Biochemical Journal* 303(1), str. 295–301. DOI: [10.1042/bj3030295](https://doi.org/10.1042/bj3030295).
- Vetter J. 2000. Plant cyanogenic glycosides. *Toxicon* 38, str. 11–36.
- World Health Organization. 2014. Global status report on noncommunicable diseases. Dostępne online: https://iris.who.int/bitstream/handle/10665/148114/9789241564854_eng.pdf (dostęp: 13.02.2026).
- WHO. 2024. World malaria report 2024. Dostępne online: <https://www.who.int/teams/global-malaria-programme/reports/world-malaria-report-2024> (dostęp: 13.02.2026).
- Wu Z., Raven P.H., Deyuan H. (red.) 2008. *Flora of China Illustrations volume 12 (Hippocastanaceae through Theaceae)*. Science Press, Pekin; Missouri Botanical Garden Press, St. Louis, str. 85–99.
- Yaghooti F., Sani A.M. 2015. Antibacterial activity of methanolic extracts from *Cotoneaster nummularioides*, *Cynodon dactylon* and *Cardaria draba* on typical food-borne pathogens. *International Journal of Biosciences* 6(2), str. 349–356. DOI: [10.12692/ijb/6.2.349-356](https://doi.org/10.12692/ijb/6.2.349-356).
- Yazdanparats S., Ziarati P., Asparganah J. 2014. Nutritive values of some Iranian manna. *Biosciences Biotechnology Research Asia* 11(2), 1025–1029.
- Zengin G., Ferrante C., Menghini L., Orlando G., Brunetti L., Recinella L., Chiavaroli A., Leone S., Ronci M., Aumeeruddy M.Z., Mahomoodally M.F. 2019. Protective effects of *Cotoneaster integerrimus* on in vitro and ex-vivo models of H₂O₂-induced lactate dehydrogenase activity in HCT116 cell and on lipopolysaccharide-induced inflammation in rat colon. *Journal of Food Biochemistry* 43(3), nr art. e12766. DOI: [10.1111/JFBC.12766](https://doi.org/10.1111/JFBC.12766).
- Zengin G., Uysal A., Gunes E., Aktumsek A. 2014. Survey of Phytochemical Composition and Biological Effects of Three Extracts from a Wild Plant (*Cotoneaster nummularia* Fisch. et Mey.): A Potential Source for Functional Food Ingredients and Drug Formulations. *PLOS ONE* 9(11), nr art. e113527. DOI: [10.1371/JOURNAL.PONE.0113527](https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PONE.0113527).

