

Dr hab. Monika Fliszkiewicz
Instytut Zoologii
Pracownia Pszczelnictwa
Wydział Medycyny Weterynaryjnej i Nauk o Zwierzętach
Uniwersytet Przyrodniczy w Poznaniu

OPINIA

Projektu nt. „Oryginalna metoda realizacji czynności nadzorczych ula pszczelego przy wykorzystaniu automatycznych środków technicznych polepszających kondycję zdrowotną pszczoły miodnej.”

Pszczoły miodne (*Apis mellifera* L.), to jeden z najważniejszych gatunków zwierząt hodowanych przez człowieka. Stanowią one główny czynnik plonotwórczy, poprzez zapylenie roślin entomofilnych, do których należy ponad 80% występujących na Ziemi (Batra 1995, Knight i wsp. 2005, Aizen i wsp. 2008). Znaczenie pszczoły miodnej dla naturalnych ekosystemów wynika z jej roli wysoko sprawnego, uniwersalnego zapylacza (Kevan i Baker, 1983). Dzięki „wierności kwiatowej” pszczoły miodne mają niebagatelne znaczenie w zapyłaniu upraw rolniczych i sadowniczych. Zapylenie krzyżowe roślin jest czynnikiem niezbędnym do wytworzenia przez nie nasion, a następnie owoców (Pettis 2014), a także spowodowało powstanie ogromnej różnorodności gatunkowej roślin (Kołtowski 2015). Szacuje się, że pszczoły miodne przyczyniają się do produkcji niemalże 1/3 żywności na świecie. Praca pszczoły miodnej jako zapylacza wyceniana jest na około 15 mld USD w Stanach Zjednoczonych Ameryki, 19 mld USD w Europie oraz 69 mld USD we wschodniej Azji (Allsopp i wsp. 2008).

W ostatnich latach w różnych częściach świata odnotowuje się znaczący spadek liczby rodzin pszczoły miodnej (Kemp 2000, Monzoni i wsp. 2004). Przyczyny tego niekorzystnego zjawiska są bardzo różne i obejmują zarówno jednostki chorobowe, antropopresję (w tym zanieczyszczenie środowiska), jak i zmiany klimatyczne. Rozwiązanie tego problemu jest jednym z większych wyzwań stojących przed zrównoważonym rolnictwem i naukami weterynaryjnymi (Paleolog 2017). Zwłaszcza choroby, wywołane różnego typu patogenami, ze względu na społeczny tryb życia pszczoły miodnej, stanowią dla niej ogromne zagrożenie. Występujący na pszczole miodnej i opisany po raz pierwszy już ponad 100 lat temu pajęczak *Varroa destructor*, który jeszcze do niedawna mylnie uznawany był za *Varroa jacobsoni* (Anderson and Trueman 2000), jest nadal jednym z najniebezpieczniejszych. Występuje on już

na wszystkich kontynentach i mimo prowadzonej bezustannie z nim walce, nie udało się go wyeliminować całkowicie z rodzin pszczelich. Badania molekularne (Warrit i wsp. 2006) wykazały istnienie wielu haplotypów *Varroa destructor*, które różnią się nie tylko zasięgiem geograficznym, ale i oddziaływaniem na rodziny pszczoły miodnej. W Europie, a więc także w Polsce występuje haplotyp koreański K1. Ektopasożyt ten odżywia się wyłącznie hemolimfą larw i pszczoł dorosłych powodując upadki rodzin zwłaszcza w okresie zimowli (Noël i wsp. 2020). Ponadto obecność pasożyta w rodzinie pszczelej przyczynia się do utraty masy czerwiu pszczelego, co powoduje obniżenie żywotności pszczoł dorosłych (Amdam i wsp. 2004), obniża ich wydajność lotu (Duay i wsp. 2002) oraz zakłóca ich zdolność do nawigacji (Kralij i wsp. 2007). Warroza to jedyne zagrożenie, na które nie pomoże ani sposób gospodarowania, ani żywienie czy kondycja rodziny.

Jest także wektorem (przenosicielem) lub gospodarzem wielu wirusów i bakterii zagrażających pszczole miodnej jak np. DWV, ABPV, IAPV, czy *Peenibacillus larvae* lub *Ascospheara Apis* (Gliński i Chmielewski 1994, Chorbiński 2016, Chorbiński i Gajda 2024). Istnieje cały szereg środków chemicznych (warroacydów) wykorzystywanych do zwalczania warrozy, jednak wobec pojawiających się lekoopornych pokoleń pasożyta, żaden z nich nie jest w 100% skuteczny. Wykazano także, że pozostałości chemicznych środków zwalczania warrozy kumulują się głównie w wosku, skąd mogą dostawać się do miodu (Wallner 1999, Charriere i Imdorf 2002). Zgodnie z Ustawą o rolnictwie ekologicznym (Dz.U. 09. Nr 116, poz. 975), w pasiekach ekologicznych istnieje zakaz stosowania leków i środków warrozobójczych opartych na syntetycznych substancjach chemicznych. Wskazane jest zatem łączenie metod farmakologicznych z metodami biotechnicznymi (Chorbiński 2016). Do metod biotechnicznych należy systematyczne usuwanie czerwiu trutowego, co powoduje usunięcie 50-70% populacji roztoczy (Charrière i wsp. 2003), usuwanie czerwia i izolowanie na pewien czas matki na jednym plastrze (Calis i wsp. 1998, Calis i wsp. 1999), metoda termiczna (Goras i wsp.), opylanie cukrem pudrem (Jung 2005, Kalinowski i Kalinowski 2006), czy wykorzystanie fal akustycznych (König 2019) i elektromagnetycznych (Jack i Ellis 2021). Prowadzi się także selekcję pszczoł na skrócony okres czerwiu zasklepionego (Wilde 1994, Siuda i Wilde 1996), czy wreszcie prowadzone są badania nad wykorzystaniem metod molekularnych do zwalczania pasożyta (Cambell i wsp. 2010).

Jakość pogłowia pszczoł jest tym czynnikiem, który decyduje o powodzeniu prowadzenia pasieki przekładając się na poziom produkcji (Trzybiński 2016). W dużej mierze jest ona zależna od zdrowotności rodzin pszczelich. Oceniany projekt miał głównie na celu

opracowanie oryginalnej metody realizacji czynności nadzorczych ula pszczelego za pomocą technicznych instrumentów (System Nadzoru Ula Pszczelego SNUP), co miało wpłynąć na poprawienie kondycji zdrowotnej pszczół poprzez zwalczanie warrozy, jako jednej z najgroźniejszych chorób pszczoły miodnej. System miał także pozwolić na kontrolę i kondycjonowanie temperatury i wilgotności wewnątrz ula.

Utrzymanie zdrowotności rodziny pszczelej jest jednym z podstawowych warunków sukcesu w produkcji pszczelarstwie. Biorąc pod uwagę, że rodzina pszczela tworzy SUPERORGANIZM (Tautz 2008), składający się z tysięcy osobników, a wiele z nich opuszcza ul (pszczoły terenowe) i spotyka się z innymi pszczołami, możliwość zakażenia różnymi chorobami jest niezmiernie wysoka. Rozwój pszczelarstwa uzależniony jest w dużym stopniu od znajomości sposobów zapobiegania, rozpoznawania oraz zwalczania chorób i szkodników pszczół (Kostecki 1976). Im bardziej będziemy mieli zdrowe rodziny pszczele, tym więcej dadzą nam korzyści. Niestety kłopoty zdrowotne pszczół ciągle się nasilają. Na czele pszczelich chorób ciągle znajduje się warroza, z którą nie zawsze umiemy skutecznie walczyć. Pszczoły najczęściej padają ofiarą tak zwanych chorób wieloczynnikowych, których pojawienie się i przebieg zależą w dużej mierze od warunków środowiskowych i hodowlanych (Ritter 2016). Większość produktów pszczelich to produkty spożywcze, dlatego do leczenia pszczół dopuszczone są tylko określone preparaty. Powinniśmy zatem sięgać po metody biologiczne bądź biotechniczne w zwalczaniu chorób pszczół. Zatem wszelkie prace badawcze mające na celu podniesienie zdrowotności pszczół są bardzo wartościowe.

Pierwszym etapem w zrealizowanym projekcie było opracowanie koncepcji systemu nadzoru ula pszczelego zawierającego techniczne środki kontroli. Koniecznym do tego było opracowanie modelu wirtualnego ula pszczelego w środowisku CAD 3D z uwzględnieniem rozmieszczenia technicznych środków kontroli. Kolejny etap to opracowanie projektu (schematów elektrycznych): automatycznego systemu kondycjonowania temperatury wewnątrz ula (układ grzewczy i wentylacyjny, zasilanie panelem słonecznym), układu porażenia prądem dla potrzeb zniszczenia warrozy, podłączenia sensorów ze sterownikiem (czujniki: temperatury, CO₂, wilgotności, itd.), a także dobór sensoryki i aktryki. Na podstawie przeprowadzonych wcześniej prac stworzono System Nadzoru Ula Pszczelego, który jest urządzeniem służącym do realizacji czynności nadzorczych ula pszczelego przy wykorzystaniu automatycznych środków technicznych. SNUP jest urządzeniem kompaktowym umieszczanym pod dennicą ula. Dzięki odpowiednio zaprojektowanym automatycznym urządzeniom (mechatronicznym), likwidacja roztoczy może odbywać się zdalnie za pomocą dedykowanej

aplikacji. Pszczelarz w dowolnej chwili może on-line uruchomić, monitorować i zaczynać proces niszczenia warrozy, bez konieczności dojazdu do pasieki. Elektroniczny układ sterowania ma możliwość zasilania z sieci energetycznej oraz z odnawialnych źródeł energii (paneli fotowoltaicznych). Celem nadrzędnym działania systemu jest realizacja metod termicznej oraz porażeniowej likwidacji warrozy.

W metodzie termicznej pszczelarz dokonuje ustawienia za pomocą aplikacji wartości temperatury, do której ma być nagrzewana przestrzeń wewnątrz ula. Biorąc pod uwagę, że termiczna metoda zwalczania warrozy może być przeprowadzona przez cały sezon pszczelarski, nawet w czasie produkcji miodu, daje to możliwość zwalczania pasożyta bez bezpośredniej ingerencji w ulu. Wartość temperatury musi być tak dobrana, aby skutecznie likwidować roztocza, a jednocześnie nie szkodzić pszczołom. Po zakończeniu zabiegu włącza się funkcja automatycznego schładzania do poziomu komfortu termicznego pszczół. Samo zwalczanie warrozy temperaturą stosowane było przez Rosjan, Niemców, a także Japończyków niemalże od początku pojawienia się *Varroa destructor* na *Apis mellifera* L. Wymagało to jednak strząsania pszczół z ramek do specjalnych pojemników, które następnie były w różny sposób podgrzewane do temperatury 40-49°C (Gliński i Rzedzicki 1983). Roztocz *Varroa* należy do gatunków o małej tolerancji na zmiany temperatury. Może rozwijać się w temperaturze 32,5-33,4°C, co odpowiada temperaturze czerwiu *Apis mellifera* L., powyżej 38°C rozwój zostaje zatrzymany (Le Conte i wsp. 1990), natomiast dorosłe osobniki pasożyta bytują w zakresie temperaturowym 33-36°C (Pätzold i Ritter 1989, Rosenkrantz i wsp. 2010). Metoda Bee-ethic opracowana przez Tagliaferri z Włoch polega na zastosowaniu termoterapii podawanej przez specjalne ramy termostatyczne. Podgrzewany jest każdy plaster w rodni, stosuje się specjalnie przygotowane ramki z opornikami zatopionymi w węzie, które przepływający prąd rozgrzewa do temp. 42°C (Gardi i wsp. 2016). System jest jednak bardzo kosztowny (około 3 tys. EUR), gdyż wymaga wymiany wszystkich ramek gniazdowych, modyfikacji korpusu gniazdowego oraz zakupu stacji zasilania w postaci paneli fotowoltaicznych. Kolejną metodą termoterapii w eliminacji *Varroa destructor* jest Varroa Controller (Bubnič i wsp. 2021). Jest to urządzenie wymagające wyjęcia ramek z zasklepionym czerwiem z rodziny i umieszczeniu ich w urządzeniu, które podgrzewa je do temperatury śmiertelnej dla roztoczy. Jego cena jest jednak również bardzo wysoka, gdyż w zależności od typu ramek wynosi od 2,5 do prawie 3tys.EUR. Ponadto wymaga dużo czasu i nakładu pracy, co przy większej pasiece jest dodatkowym obciążeniem dla pszczelarza. Obecnie wykorzystywany jest także termosolarny ul Linharta. Oparty jest on na wstawianiu na ul

specjalnej nadstawki skupiającej promienie słoneczne, dzięki czemu temperatura w ulu może wzrosnąć do poziomu 40-47°C i utrzymywana jest przez 2,5h (Bičik i wsp 2016). Wymaga to jednak wysokiego nasłonecznienia, a więc nie może być wykorzystane w nieodpowiednich warunkach pogodowych. Na tle przedstawionych powyżej sposobów związanych z termiczną metodą zwalczania *Varroa destructor*, rozwiązanie proponowane w ocenianym projekcie jest zdecydowanie łatwiejsze w obsłudze, gdyż układ grzewczo chłodzący, będący elementem umieszczonym pod dennicą, jest zintegrowany na stałe z ulem, a jego uruchomienie i kontrolowanie możliwe jest zdalnie za pomocą aplikacji. Stanowi to znaczny postęp technologiczny w stosunku do dotychczas proponowanych rozwiązań.

Kolejną zaletą systemu SNUP jest możliwość zwalczania warrozy metodą porażeniową. Odymianie rodzin Apiwarolem według badań ankietowych pszczelarzy, w początkowych latach pojawienia się w naszym kraju warrozy, kształtowało się na poziomie 5,0% do 35,1% i w niektórych latach było największe spośród leków zarejestrowanych w Polsce (Pidek 1998, Bieńkowska 2007). Do dziś jest jednym z najpopularniejszych i najskuteczniejszych leków stosowanych przeciw *Varroa destructor*. Pohorecka i Bober (2008) w porównawczych badaniach laboratoryjnych testem czasu śmiertelności zaobserwowali, że okres, jaki upływa od kontaktu pasożyta z substancją do chwili śmierci jest różny. Choć dość rzadko otrzymywano także niższe wyniki skuteczności leczenia. Romaniuk i Lipiński (1985) uzyskali skuteczność 51,8%, stosując preparat o zawartości 6,25 mg amitrazu w tablecie. Podobne wyniki otrzymały Bieńkowska i Konopacka (1990), stosując lek przy dużej obecności czerwiu w czasie zabiegów. Apiwarol AS zawierający amitraz jako substancję czynną w formie odymiania wykazuje skuteczność powyżej 93%. Należy zaznaczyć, że analiza wyników skuteczności nie jest łatwa do interpretacji (Dzierżawski i Cybulski 2010). Pszczelarze praktycy donoszą, że samice *Varroa destructor* spadają z pszczoł po odymieniu, ale często są nadal żywe i nawet z dennicy higienicznych potrafią przejść z powrotem do ula. Rozwiązaniem ma być zastosowana w SNUP metoda porażeniowa, polegająca na umieszczeniu w dennicy higienicznej pod siatką, aby nie miały z nią kontaktu pszczoły, płytki PCB. Jest to szklana tafla w której zatopione są druciki. Uruchamia się ją ręcznie poprzez wciśnięcie włącznika zasilania. Wtedy przez płytkę PCB zaczyna płynąć prąd, obwody drukowane nagrzewają się i wytworzone ciepło przenika do płyty szklanej. Na gorącą płytę szklaną spada warroza i zostaje uśmiercona.

Ponadto System Nadzoru Ula Pszczelego umożliwia monitoring parametrów życiowych rodziny pszczelej. Określenie stanu rodziny pszczelej poprzez inteligentny system pomiarowy oparty na czujnikach umieszczonych w ulu jest wykorzystywany na coraz większą skalę na całym

świecie (Cecchi i wsp. 2020, Hong i wsp. 2020, Cejrowski i Szymański 2022, Lee 2023). Dzięki pomiarowi temperatury, wilgotności oraz poziomu stężenia CO₂ w ulu określany jest stan rodziny pszczelej i możliwe jest wykrywanie nastroju rojowego (Li i wsp. 2016, Zacepins i wsp. 2016). Gdy pszczoły chcą się roić, to parametry te ulegają podwyższeniu (Muszyńska 1975). Czujniki temperatury, wilgotności i poziomu CO₂ dostarczają wartości zmierzone do sterownika i są one wyświetlane, w zależności od potrzeb, na wyświetlaczu dołączonym do SNUP lub na drodze zdalnej transmisji danych w aplikacji wyświetlanej na komputerze/telefonie. Na podstawie wartości wskazań z czujników użytkownik może podejmować decyzje w zakresie obsługowym ula lub proces decyzyjny jest realizowany automatycznie przez system. Tryb kontroli ula pszczelego zwany „ręczny/automatyczny” może być definiowany przez pszczelarza w zależności od wymagań. Dane uzyskiwane z pomiaru czujnikami są także zapisywane i archiwizowane dla potrzeb umożliwienia analiz przebiegu zmian mierzonych parametrów w funkcji czasu. Jest to pomocne dla pszczelarza przy prowadzeniu monitoringu stanu rodzin pszczelich w pasiece.

SNUP wyposażony został również w układ wentylacji. Za pomocą wentylacji możliwe jest usunięcie nadmiaru CO₂, którego poziom w ulu wpływa istotnie na zachowania pszczół (Peters i wsp. 2019, Meikle 2022, Newton i wsp. 2024). Układ wentylacyjny będzie załączany, gdy dopuszczalny poziom CO₂ zostanie przekroczony. Wówczas nadmiar dwutlenku węgla zostanie usunięty z wnętrza ula. Z kolei, zastosowany podgląd wizyjny jest możliwy z użyciem zastosowanej kamery IR w ulu, dzięki której on-line za pośrednictwem dedykowanej aplikacji (w telefonie lub komputerze) pszczelarz może obserwować aktywność, a tym samym kondycję pszczół, podobne rozwiązania stosowane są już w wielu krajach (Shaw i wsp. 2011, Tashakkori i Ghadiri 2015, Ai i Takahashi 2021). Za pomocą aplikacji pszczelarz na bieżąco może obserwować pszczoły wewnątrz ula, przeglądać dane z pomiarów i sterować parametrami mikroklimatu ula. System daje możliwość wykorzystania w praktyce pasiecznej nowatorskich rozwiązań elektronicznych do poprawy zdrowotności, przeżywalności i produktywności pszczół.

Jednym z etapów realizacji projektu były badania eksperymentalne systemu nadzoru ula w środowisku życia pszczół. Przeprowadzono je w pasiece ODR w Sielinku. Objęły one 10 rodzin pszczelich osadzonych w 10-cio ramkowych ulach wielkopolskich z dennicą higieniczną, ustawionych w jednym rzędzie, wylotkami skierowanymi na północ. Pięć z nich wyposażone zostały w system nadzoru ula (SNUP – element umieszczony pod dennicą, ule nr 1-5), a pięć kolejnych (ule nr 6-10) stanowiło kontrolę. Czas trwania doświadczenia

wynosił 12 miesięcy i obejmował okres od kwietnia do października 2023 roku oraz od marca do lipca 2024 roku.

W czasie trwania doświadczenia dla określenia wpływu technicznych środków kontroli na polepszenie zdrowotności pszczół przyjęto następująca metodykę:

1. Analiza skuteczności zwalczania warrozy:
 - ocena początkowego porażenia rodzin *Varroa destructor* (zabieg flotacji)
 - po każdym przeprowadzonym zabiegu podgrzewania liczenie pasożytów zebranych z dennic w rodzinach kontrolnych i doświadczalnych
 - diagnostyczne podanie leku (tabletki fumigacyjne - Apivarolem) dwukrotne (jesień 2023r i wiosna 2024r), policzenie warrozy po zabiegu odymiania
2. Ocena wydajności miodowej rodzin (ważenie pozyskanego miodu)
3. Ocena przetrzymywania rodzin pszczelich (powierzchnia czerwiu w rodzinach wiosną 2024 roku)
4. Ocena porównawcza funkcjonowania rodzin pszczelich w sezonie pasiecznym w ulach kontrolnych i wyposażonych w techniczne środki kontroli
5. Ocena skuteczności działania płytki PCB (odymienie Apivarolem i po 20 min od przeprowadzonego zabiegu określenie żywotności opadłych samic *Varroa destructor*)

Prace na pasieczysku rozpoczęły się od zamontowania instalacji fotowoltaicznej, mającej zasilać w energię układy grzewcze w ulach doświadczalnych. W instalacji zamontowano 6 paneli, jeden na każdy ul oraz jeden naddodatkowy (jako zabezpieczenie). Każdy z paneli był mocy 460 Wat, co wystarczało do zasilania jednego ula. Moc taka jest konieczna z uwagi na to, że układ grzewczy jest wymagający mocowo.

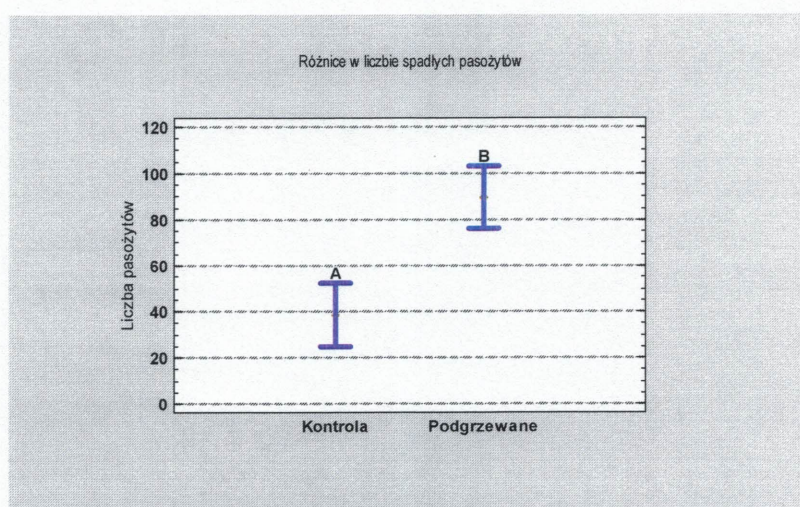
Następnie ule zasiedlone zostały rodzinami pszczoły miodnej rasy kraińska, obsiadającymi po 8 ramek. W każdej rodzinie czerw znajdował się na 5-6 ramkach, a więc były to rodziny o zbliżonej sile. Wszystkie posiadały matki inseminowane z 2022 roku. Dla określenia wyjściowego stopnia porażenia rodzin przez *Varroa destructor*, przeprowadzono zabieg flotacji z wykorzystaniem E-Z Varroa tester firmy Łysoń. Wyniki wskazywały na niewielkie porażenie rodzin pasożytem (1-4 samic Varroa) i było one zbliżone dla wszystkich rodzin. Ze względu na to, że matki czerwily intensywnie jeszcze w maju dołożono w każdym ulu do gniazda po dwie ramki z węzłą.

Wykorzystując układ grzewczy w ulach wyposażonych w system SNUP, w 2023 roku od czerwca do września, a w 2024 roku od kwietnia do lipca, raz w miesiącu (w sumie 10x) w rodzinach doświadczalnych podnoszono temperaturę w ulach do poziomu 41-43°C

i utrzymywano ją przez 3h. Po około 20-30 minutach od zakończenia grzania zdejmowano kolejno korpusy z uli podgrzewanych i zbierano martwe osobniki *Varroa destructor* z płyty grzewczej. Następnego dnia po podgrzaniu, ze wszystkich uli (zarówno doświadczalnych, jak i kontrolnych) pobierano do oznakowanych kopert osyp z dennic, w celu określenia liczby znajdujących się w nim samic *Varroa destructor*, dodając do doświadczalnych liczbę pasożytów znalezionych na płycie grzewczej. Analizę osypu przeprowadzano w laboratorium pod powiększeniem 4x. Ogólnie w czasie trwania doświadczenia (niepełne 2 sezony) w rodzinach podgrzewanych osypało się 4483 sztuki *Varroa destructor*, a w rodzinach kontrolnych 1913 sztuk. Uzyskane wyniki poddano analizie statystycznej, dla wykazania istnienia bądź braku różnic. Przeprowadzono jednoczynnikową analizę wariancji wykorzystując program Statgraphics Centurion Version 19.6.03. Obliczenia wykazały, że istnieją wysoko istotne różnice w średniej liczbie martwych samic Varroa (F ratio=23,86; p=0,000). Znacząco więcej spadło pasożytów w rodzinach podgrzewanych (średnio 89 sztuk), niż w rodzinach kontrolnych (średnio 38 sztuk). Oznacza to, iż system SNUP pozwala istotnie zwiększyć skuteczność zwalczania warrozy w rodzinach pszczelich.

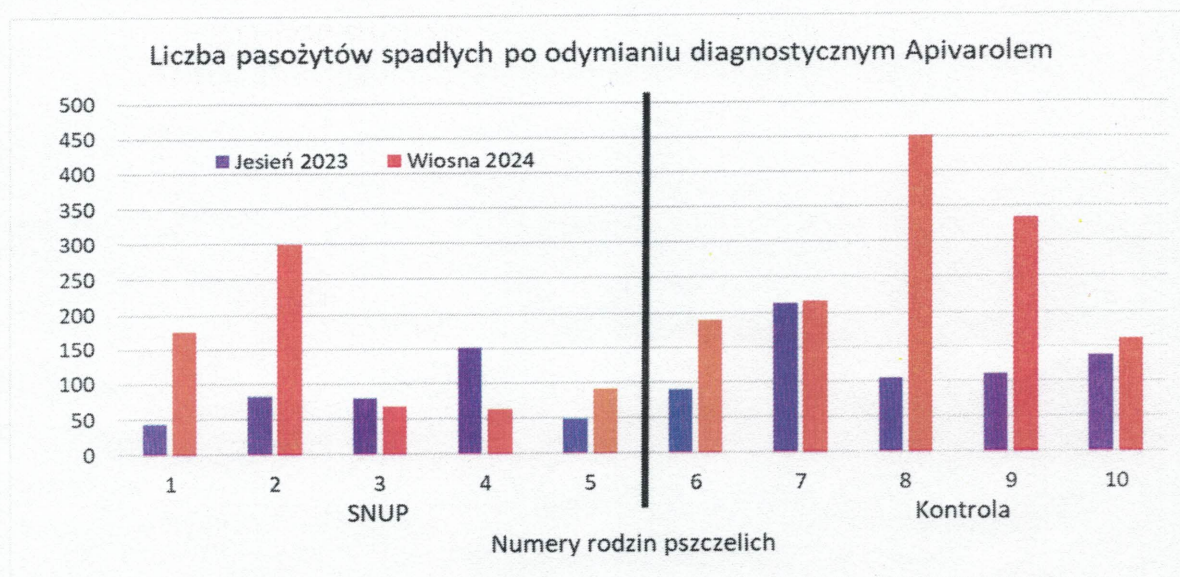
Tab.1. Tabela analizy wariancji opadłych pasożytów

<i>Source</i>	<i>Sum of Squares</i>	<i>Df</i>	<i>Mean Square</i>	<i>F-Ratio</i>	<i>P-Value</i>
Between groups	65076	1	65076	23,86	0,0000
Within groups	267259	98	2727,13		
Total	332335	99			



Ryc.1 Liczba samic *Varroa destructor* znalezionych w osypach w czasie prowadzenia badań

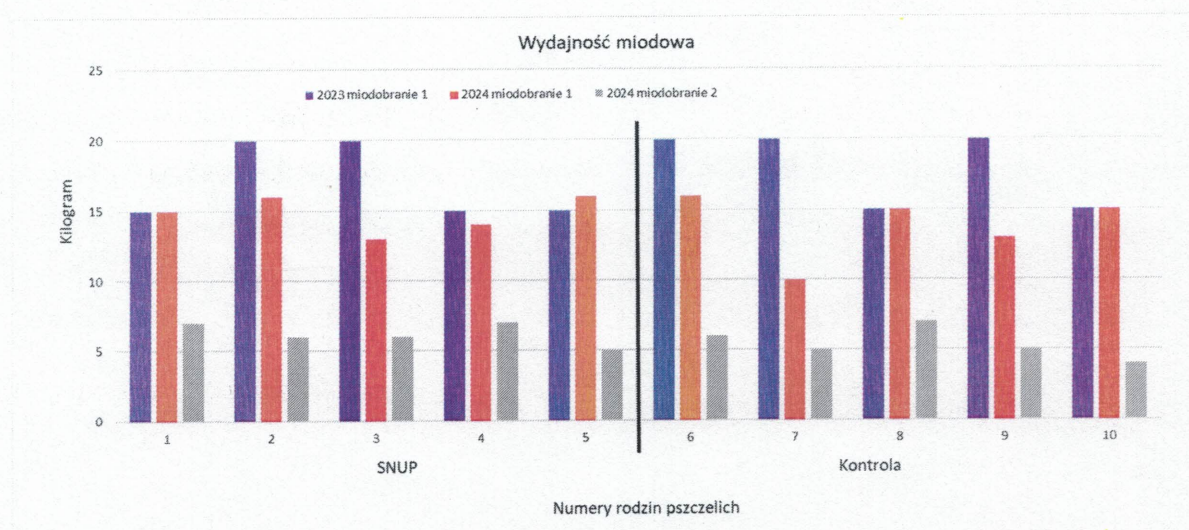
Oprócz zastosowania metody termicznej w ulach doświadczalnych, w końcu lipca umieszczono we wszystkich ulach po 2 paski Biovaru 500, a także jesienią w październiku 2023 roku oraz wiosną w marcu 2024 roku przeprowadzono diagnostyczne odymianie Apivarolem. Około pół godziny po wykonanym zabiegu policzono osobniki *Varroa destructor* opadłe na dennice. Zarówno jesienią, jak i wiosną zdecydowanie więcej pasożytów osypało się w rodzinach kontrolnych niż w rodzinach utrzymywanych w ulach z systemem SNUP. Sumarycznie wartości dla rodzin kontrolnych wyniosły: jesienią 660 sztuk, a wiosną 1355 sztuk, a dla rodzin doświadczalnych odpowiednio 412 sztuk i 705 sztuk. Zatem wykazano, że system SNUP wykorzystywany w ulach znacząco obniża poziom porażenia warrozą rodzin pszczelich.



Ryc.2. Efekt diagnostycznego odymiania Apivarolem

Oceniono także miódoprodukcyjność pszczół w ulach tradycyjnych i wyposażonych w techniczne środki kontroli. W 2023 roku, ze względu na niesprzyjające warunki pogodowe (niskie temperatury w czasie kwitnienia rzepaku), wykonano tylko jedno miodobranie. Trzy rodziny utrzymywane w tradycyjnych ulach dały po około 20 kg miodu, a dwie pozostałe po około 15 kg. Ogółem dało to 90 kg, a więc średnio 18 kg z rodziny. Natomiast w ulach wyposażonych w system SNUP z dwóch rodzin wywirowano po około 20 kg, a z trzech pozostałych po około 15 kg. Zatem ogółem z tych rodzin pozyskano 85 kg, co przekłada się na średnią 17 kg z rodziny. Natomiast w 2024 roku przeprowadzono dwa miodobrania. W pierwszym z nich w ulach wyposażonych w techniczne środki kontroli, średnia wydajność z ula wyniosła 14,8 kg z rodziny, natomiast wśród rodzin utrzymywanych w ulach tradycyjnych wyniosła szacunkowo po 13,8 kg. W drugim miodobraniu w grupie doświadczalnej, średnia

wydajność z rodziny wyniosła 6,2 kg z rodziny, a w grupie kontrolnej 5,4 kg. Tak więc wydajności te były niewielkie, jednak porównywalne względem siebie. Jednakże ze względu na to, iż na wydajność miodową ma wpływ bardzo wiele czynników (zasobność pożytkowa pastwiska pszczelego, pogoda, zmienność populacji rodzin pszczelich itd.), czas prowadzenia badań był niewystarczający dla uchwycenia możliwych do wystąpienia istotnych różnic pod względem wydajności miodowej. W szczególności w drugim roku badań ze względu na niesprzyjające warunki pogodowe średnia wydajność miodowa była bardzo niska. Koniecznym byłoby sprawdzenie wydajności w różnych pasiekach przynajmniej przez trzy sezony.

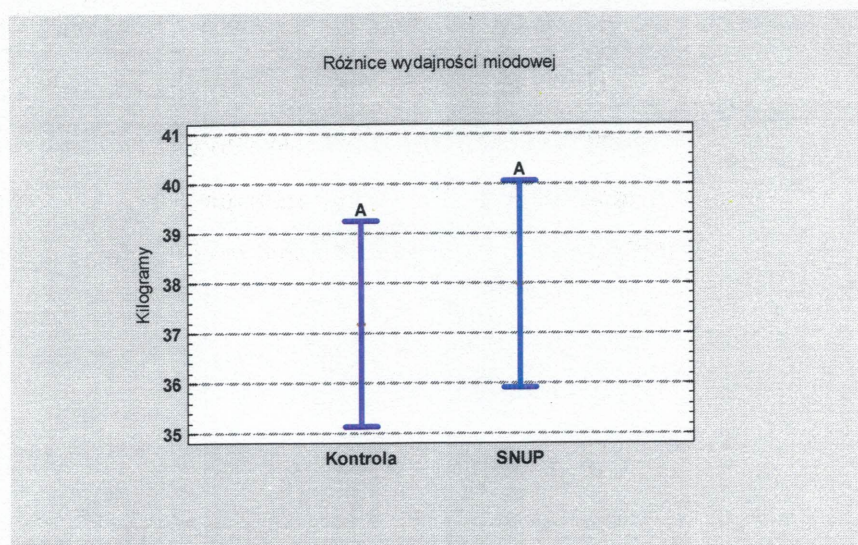


Ryc.3. Wydajności miodowe rodzin wyposażonych w system SNUP (rodziny 1-5) oraz utrzymywanych w ulach tradycyjnych (rodziny 6-10, kontrola).

Dla wykazania istnienia bądź braku różnic w wydajności miodowej rodzin w czasie całego doświadczenia przeprowadzono jednoczynnikową analizę wariancji. Obliczenia wykazały, że nie ma istotnych różnic w całkowitej produkcji miodu rodzin utrzymywanych w ulach z systemem SNUP i w ulach tradycyjnych (F ratio=0,2; p=0,668).

Tab.2 Tabela analizy wariancji wydajności miodowej

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	1,6	1	1,6	0,20	0,668
Within groups	64,8	8	8,1		
Total (Corr.)	66,4	9			



Ryc.4. Całkowita wydajność miodowa rodzin

Dla określenia wpływu technicznych środków kontroli na polepszenie zdrowotności pszczół oceniono także kondycję rodzin po zimowli. W tym celu w czasie pierwszego przeglądu rodzin w marcu 2024 roku określono powierzchnię czerwiu zasklepionego jaka znajdowała się na plastrach. Mierzenie powierzchni czerwiu jest jedną z metod stosowanych do oceny kondycji rodzin pszczelich, a w szczególności do oceny zdolności rozwojowej rodziny. Wykorzystano najpopularniejszą i najczęściej stosowaną w pasiekach metodę pomiaru linijką. Polega ona na mierzeniu szerokości oraz wysokości obszaru zajmowanego na ramce przez czerw. Następnie połowę wysokości oraz połowę szerokości podstawia się do wzoru na pole powierzchni elipsy. Wzór ten ma postać $P = \pi ab$. Uzyskane wyniki przedstawiono w tabeli 3.

Grupa badawcza	Numer rodziny	Liczba ramek z czerwiem	Powierzchnia czerwiu w dm ²
SNUP	1	2	8,8
SNUP	2	4	12,9
SNUP	3	2	8,4
SNUP	4	3	9,7
SNUP	5	4	12,5
Kontrola	6	2,5	7,5
Kontrola	7	2	6,0
Kontrola	8	3	9,0
Kontrola	9	2	4
Kontrola	10	3	9,0

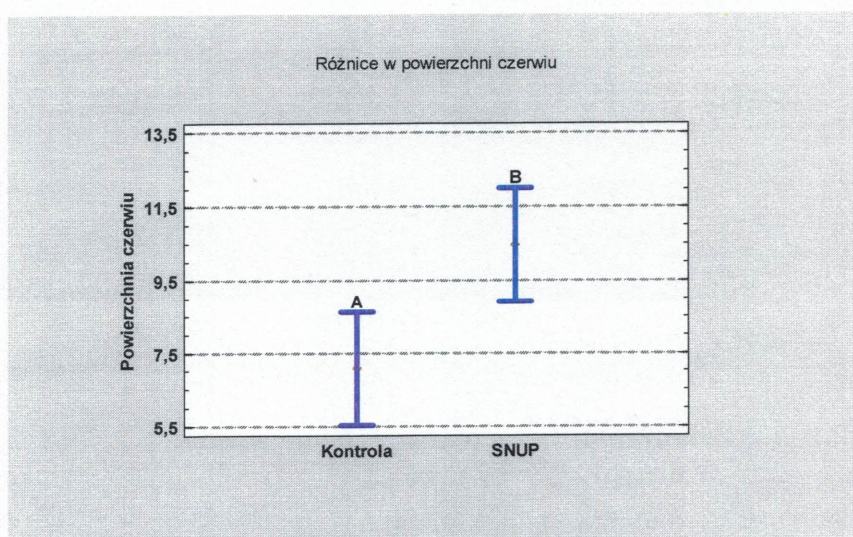
Tab. 3. Liczba ramek i powierzchnia czerwiu w rodzinach

Uzyskane wyniki poddano analizie statystycznej, dla wykazania istnienia bądź braku różnic. Przeprowadzono w tym celu jednoczynnikową analizę wariancji. Obliczenia wykazały, że istnieją istotne różnice w powierzchni czerwiu w rodzinach (F ratio=6,29; p=0,036).

Znacząco więcej było czerwiu zasklepionego w rodzinach utrzymywanych w ulach wyposażonych w system SNUP i podgrzewanych w poprzednim roku w celu zmniejszenia porażenia warrozą aniżeli w rodzinach w ulach tradycyjnych.

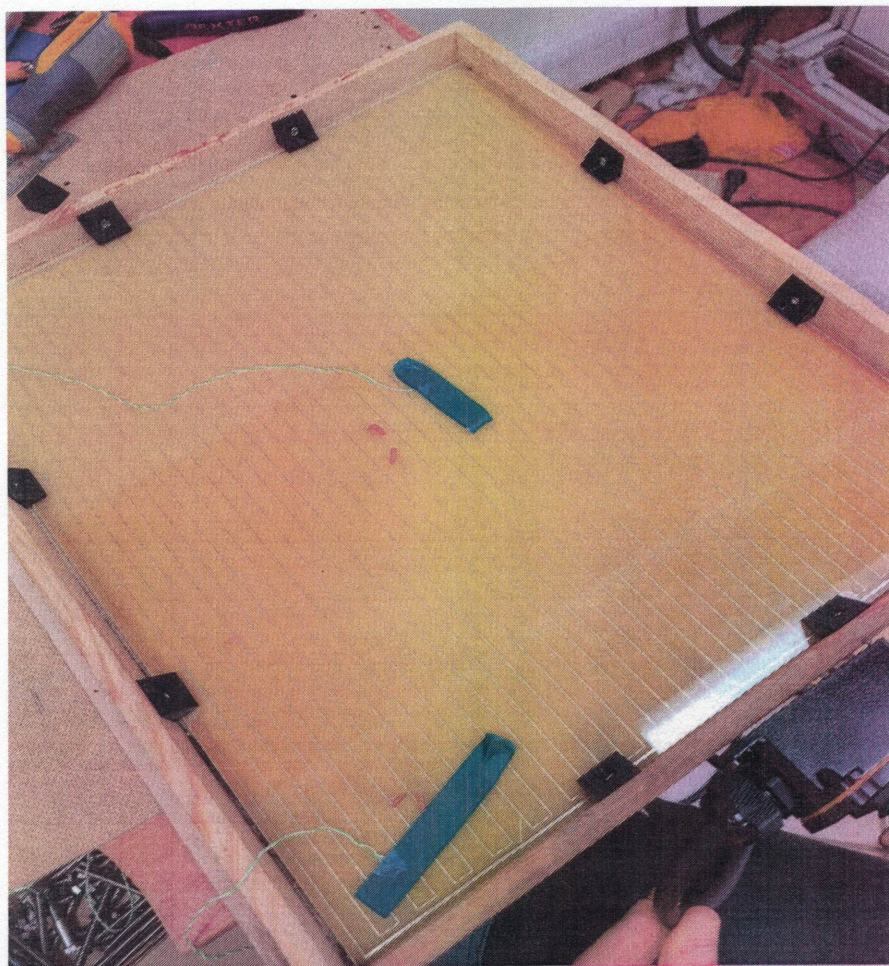
Tab 4. Tabela analizy wariancji powierzchni czerwiu

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
Between groups	28,224	1	28,224	6,29	0,036
Within groups	35,892	8	4,4865		
Total (Corr.)	64,116	9			



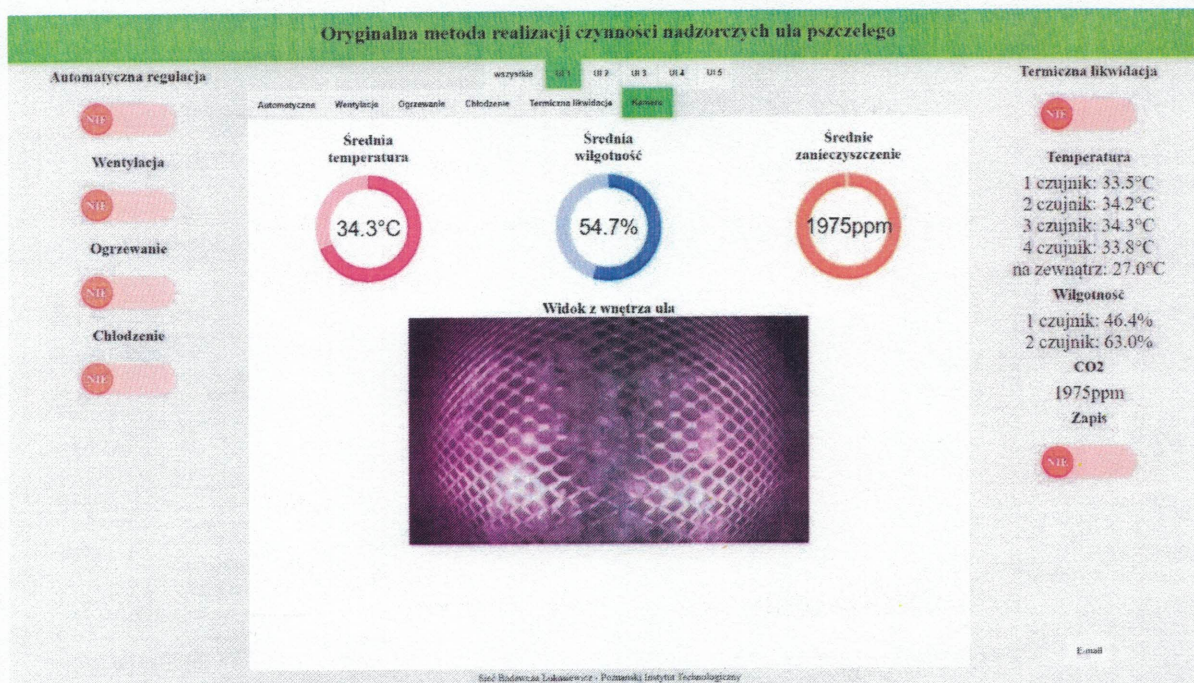
Ryc. 5. Powierzchnia czerwiu krytego

Przeprowadzono także test mający na celu określenie skuteczności działania płytki porażeniowej PCB (fotografia poniżej) umieszczonej w dennicy pod siatką na czas odymiania rodzin Apivarolem. Płytką zasilana była baterią o mocy 280W, a powierzchnia płytki podgrzana została do temperatury około 70-75°C. Po około pół godziny od zakończenia odymiania sprawdzano żywotność opadłych pasożytów. W pięciu rodzinach w których już w czasie zabiegu odymiania włączono płytkę PCB wszystkie osobniki (100%) *Varroa destructor* były martwe. Natomiast w pozostałych pięciu rodzinach zaobserwowano osobniki, które nadal po odymieniu poruszały się po dennicy. Wystąpiły one aż w trzech ulach. Świadczy to o bardzo wysokiej skuteczności płytki porażeniowej PCB.

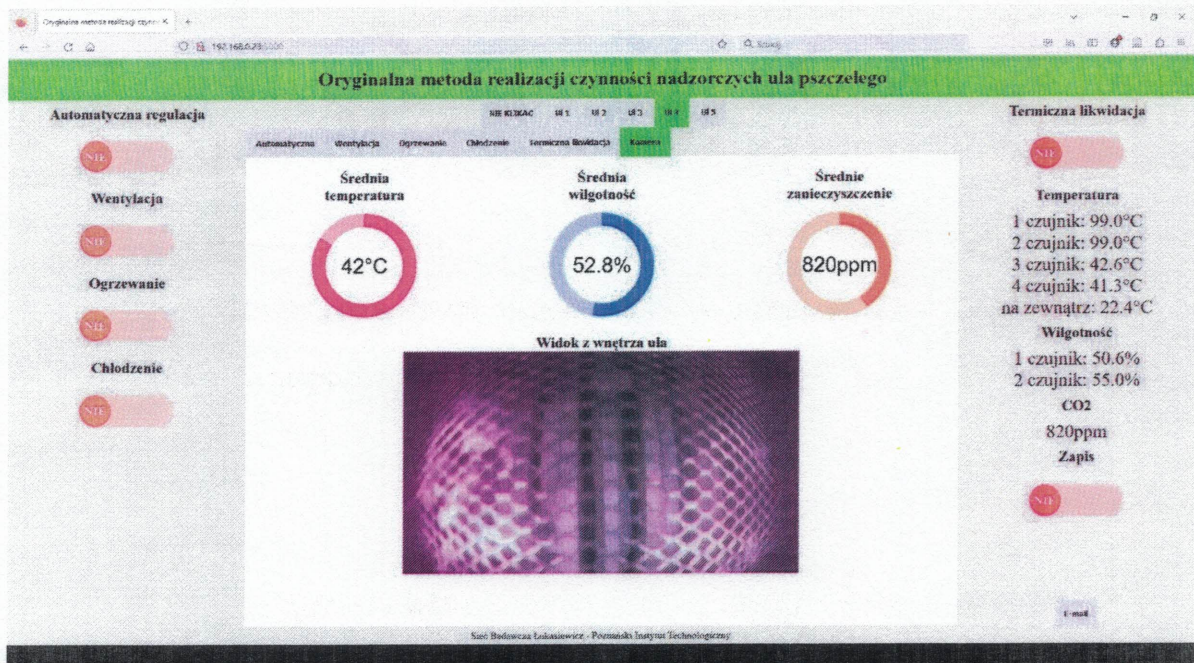


Fot. 1. Płytki PCB

Opracowane w trakcie realizacji projektu i zastosowane w rodzinach pszczelich techniczne środki kontroli, pozwalają pszczelarzowi na monitorowanie stanu rodzin w trakcie całego sezonu pszczelarskiego. Poniżej przedstawione są przykładowe dwa zrzuty z ekranu działającego programu. Jak można zauważyć temperatura mierzona jest za pomocą 4 czujników (2 umieszczone w rodni i 2 w górnym korpusie), wilgotność za pomocą 2 czujników, a poziom dwutlenku węgla za pomocą 1 czujnika. Widoczny jest także obraz rejestrowany przez wykorzystywaną w systemie SNUP kamerę.



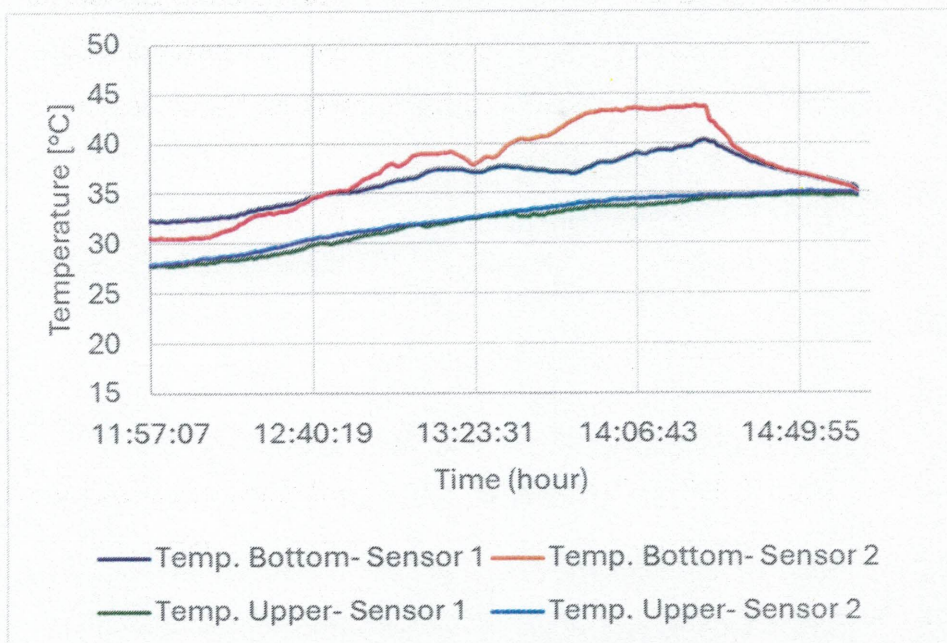
Fot.2. Dane z ula niepoddawawanego podgrzewaniu.



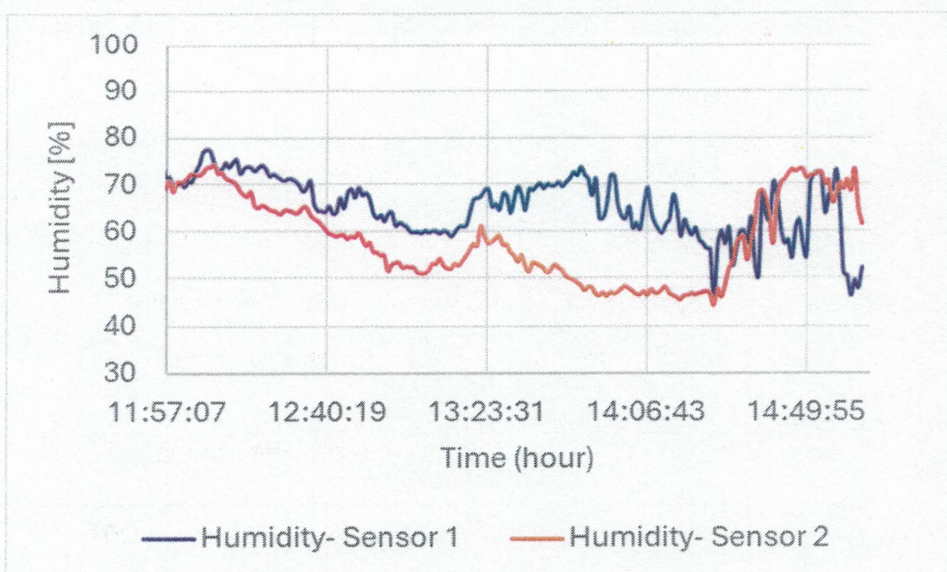
Fot.3. Dane z ula podgrzewanego w kwietniu, a więc bez nadstawki.

Aplikacja za pomocą której obsługiwany jest system SNUP ma możliwość graficznego przedstawienia uzyskanych wyników pomiarów poszczególnych parametrów. Poniżej przedstawione są wykresy dla dwóch rodzin dla około 3 godzin funkcjonowania systemu.

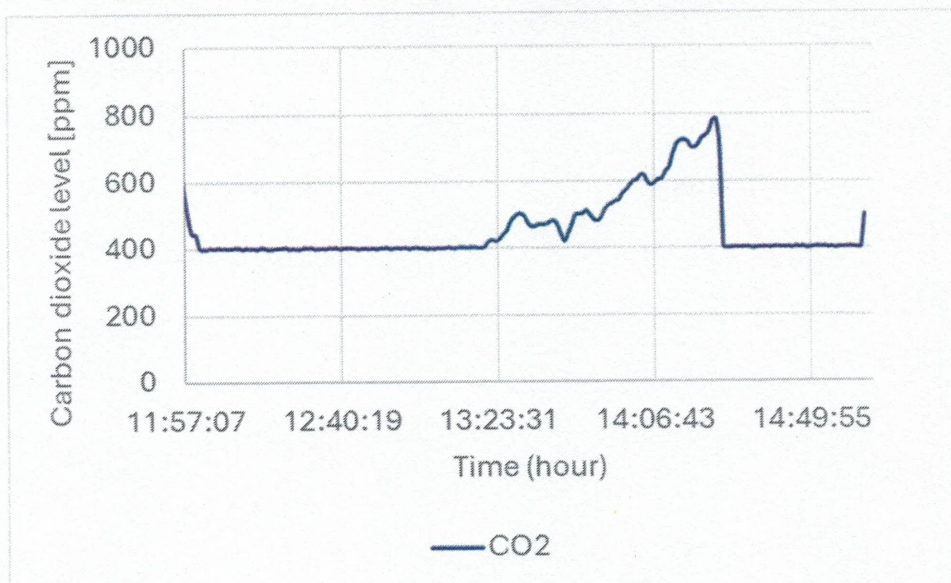
Rodzina nr 1



Ryc. 6. Zmienność temperatury w ulu 1

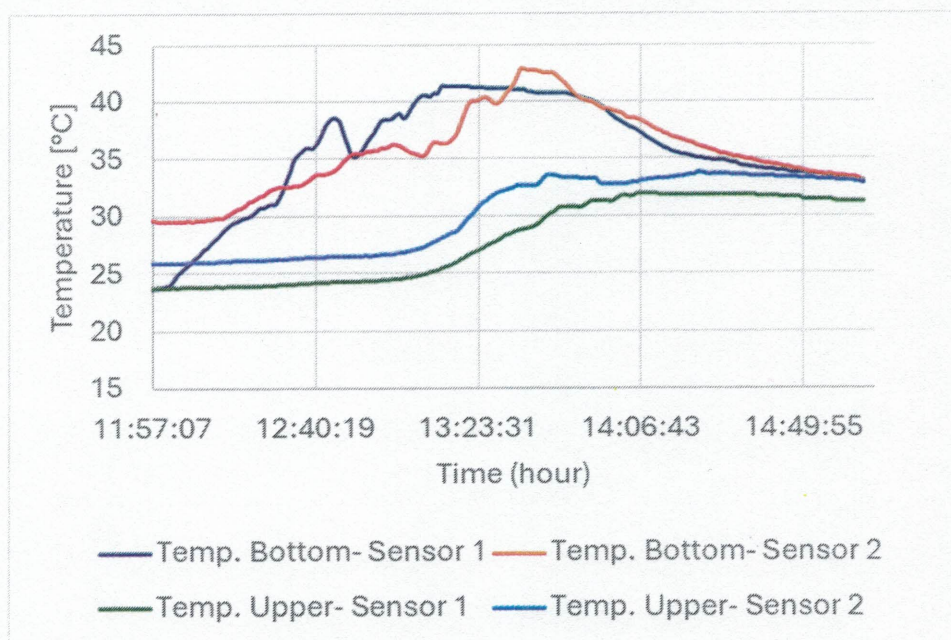


Ryc. 7. Zmienność wilgotności w ulu 1

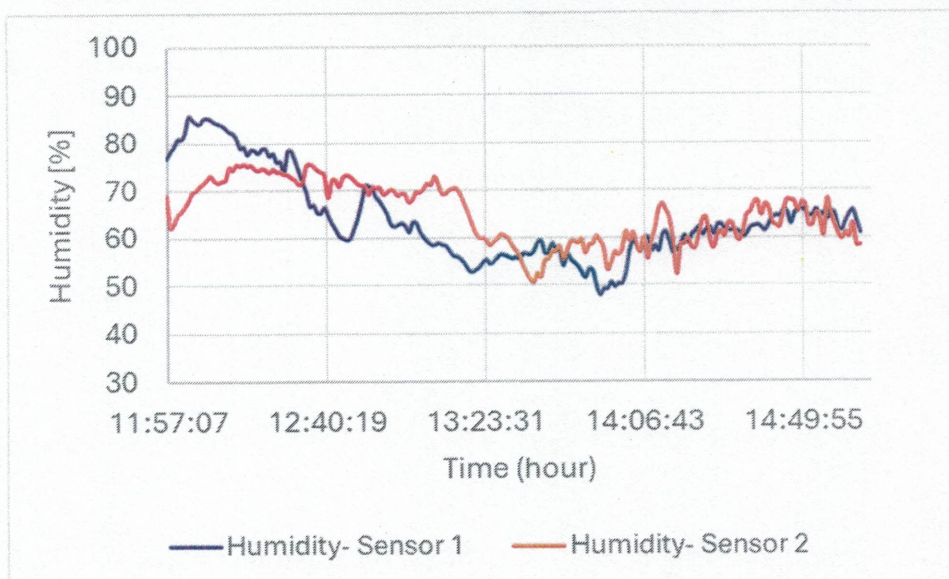


Ryc. 8. Zmienność poziomu CO₂ w ulu 1

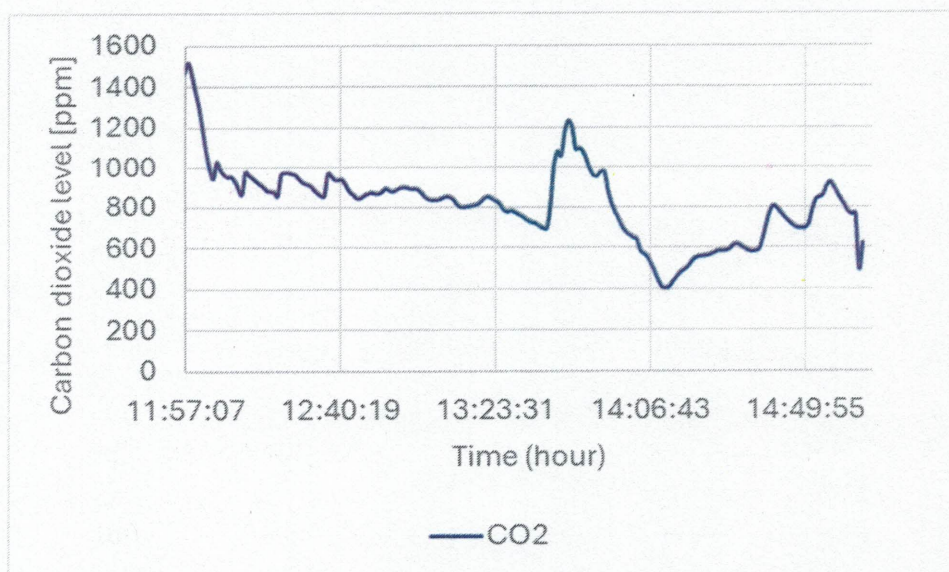
Rodzina nr 2



Ryc. 9. Zmienność temperatury w ulu 2



Ryc. 10 Zmienność wilgotności w ulu 2



Ryc. 11. Zmienność CO₂ w ulu 2

Oceniając wpływ pracy pszczół na działanie automatycznych środków technicznych mających na celu polepszenie kondycji zdrowotnej pszczół należy zauważyć, iż nie był on znaczący. Jedynie w jednym przypadku odnotowano zabudowanie, zaklejenie woskiem kamery umieszczonej w dennicy w ulu wyposażonym w system SNUP. Najprawdopodobniej pszczoły nadbudowały plaster pod ramką, który oderwał się i nieco stopił w czasie wykonywania zabiegu podgrzewania rodziny. Pozostałe czujniki, jak i układy grzewcze działały bez zakłóceń.

Oceniając kompleksowo projekt należy niewątpliwie podkreślić jego innowacyjność. Do tej pory w naszym kraju nie opracowano elektronicznego systemu nadzoru ula pszczelego, mającego na celu poprawę kondycji zdrowotnej pszczół, w szczególności poprzez zmniejszenie stopnia porażenia rodzin przez *Varroa destructor*. Termiczna metoda zwalczania pasożyta pozwala na zmniejszenie lub np. w przypadku pasiek ekologicznych, całkowitą rezygnację ze stosowania chemicznych środków do zwalczania warrozy. Jest to tym bardziej istotne, gdyż pozostałości tych środków w miodzie, obniżają jego jakość. Dlatego też system ten rekomenduję do wykorzystywania szczególnie w pasiekach ekologicznych w których istnieje zakaz stosowania leków i środków warrozobójczych opartych na syntetycznych substancjach chemicznych. Przeprowadzone badania nie wykazały co prawda wpływu zastosowanych rozwiązań technologicznych na ilość pozyskiwanego miodu, ale może to wynikać ze zbyt krótkiego okresu badań. Ważna jest nie tylko ilość, ale także jakość miodu, warto byłoby w przyszłości przeprowadzić analizy jakościowe tego produktu uzyskanego z rodzin w ulach tradycyjnych oraz wyposażonych w system SNUP. Rozpowszechnienie uli wyposażonych w elektroniczne czujniki pozwoli w przyszłości na łatwiejszą obsługę rodzin pszczelich, ale także na szybsze zaobserwowanie zmian, które mogą być wynikiem spadku kondycji wywołanej chorobami.

Monika Fliszkiewicz

Dr hab. Monika Fliszkiewicz

Bibliografia:

1. Ai H., Takahashi S. (2021) The lifelog monitoring system for honeybees: RFID and camera recordings in an observation hive. *Journal of Robotics and Mechatronics*, 33(3): 457-465.
2. Aizen M.A., Garibaldi A., Cunningham S.A., Klein A.M. (2008) Long-Term Global Trends in Crop Yield and Production Reveal No Current Pollination Shortage but Increasing Pollinator Dependency. *Curr. Biol.* 18: 1572-75.
3. Allsopp M.H., de Lange W.J., Veldtman R. (2008) Valuing Insect Pollination Services with Cost of Replacement. *PLoS ONE*. 3(9):e3128.doi:10.1371/journal.pone.0003128
4. Amdam G.V., Hartfelder K., Norberg K., Hagen A., Omholt S. W. (2004) Altered physiology in worker honey bees (Hymenoptera: Apidae) infested with the mite *Varroa destructor* (Acari: Varroidae): a factor in colony loss during overwintering? *J. Econ. Entomol.* 97 (3): 741-747.
5. Anderson D., Trueman J.W.H. (2000) *Varroa jacobsoni* (Acari: Varroidae) is more than one species. *Experimental & Applied Acarology*. 24: 165-189.
6. Batra S. (1995) Bees and pollination in our changing environment. *Apidologie* 26: 361-370.
7. Bičík V., Vagera J., Sádovská H. (2016) The effectiveness of thermotherapy in the elimination of *Varroa destructor*. *Acta Musei Silesiae, Scientiae Naturales*, 65(3): 263-269.
8. Bieńkowska M., Konopacka Z. (1990) Porównanie skuteczności różnych środków przeciw warrozie. *Pszczeln. Zesz. Nauk.* 27: 25-26.
9. Bieńkowska M. (2007) Preparaty stosowane w niszczeniu pasożyta *Varroa destructor* w latach 1996-2005. *Pszczeln. Zesz. Nauk.* 44: 59-60.
10. Bubnič J., Moosbeckhofer R., Prešern J., Moškrič A., Formato G., Pietropaoli M., Gregorc A., Muz M.N., Škerl M.I.S. (2021). Three pillars of *Varroa* control. *Apidologie*. 52: 1305-1333.
11. Calis J.N.M., Boot W.J., Beetsma J., van den Eijnde J.H.P.M., de Ruijter A., van der Steen J.J.M. (1998) Control of *Varroa* by combining trapping in honey bee worker brood with formic acid treatment of the capped brood outside the colony: putting knowledge on brood cell invasion into practice. *J. Apicult. Res.* 37 (3): 205-215.
12. Calis J.N.M., Boot W.J., Beetsma J., van den Eijnde J.H. P.M., de Ruijter A., van der Steen J.J.M. (1999) Effective biotechnical control of *Varroa*: applying knowledge on brood cell invasion to trap honey bee parasites in drone brood. *J. Apicult. Res.* 38 (1-2): 49-61.
13. Campbell E. M., Budge G. E., Bowman A. S. (2010) Gene-knockdown in the honey bee mite *Varroa destructor* by a non-invasive approach: studies on a glutathione S-transferase. *Parasit & Vectors* 3: 73.
14. Cecchi S., Spinsante S., Terenzi A., Orcioni S. (2020) A smart sensor-based measurement system for advanced bee hive monitoring. *Sensors*. 20(9): 2726.

15. Cejrowski T., Szymański J. (2022) Detection of anomalies in bee colony using transitioning state and contrastive autoencoders. *Computers and Electronics in Agriculture*, 200, 107207.
16. Charrière J.D., Imdorf A. (2002) Oxalic acid treatment by trickling against Varroa destructor: recommendations for use in central Europe and under temperate climate conditions. *Bee World* 83(2): 51–60.
17. Charrière J. D., Imdorf A., Bachofen B., Tschan A. (2003) The removal of capped drone brood: an effective means of reducing the infestation of Varroa in honey bee colonies. *Bee Word*. 84 (3): 117-124.
18. Chorbiński P. (2016) Pokonaj warrozę. Wydawnictwo Bee&Honey sp. Z o.o.
19. Chorbiński P., Gajda A. (2024) Choroby, szkodniki i inne zagrożenia zdrowotne pszczół. s:376-436. W: Chów i hodowla pszczół pod red. J. Wilde
20. Duay P., de Jong D., Engels W. (2002) Decreased flight performance and sperm production in drones of the honey bee (*Apis mellifera*) slightly infested by Varroa destructor mites during pupal development. *Genet. Mol. Res.* 1: 227-232.
21. Dzierzawski A., Cybulski W. (2010) Ocena skuteczności Apiwarolu AS. *Medycyna Weterynaryjna*. 66(7): 475-479.
22. Gardi T., Ciscato M., Ruspolini V., Pica, M., Tagliaferri M., Ambrogi F. (2016) Studi preliminari inerenti l'applicazione della termoterapia nel contenimento di Varroa destructor (Anderson & Trueman) in colonie di *Apis mellifera ligustica*. *APITALIA*, 665(4): 25-36.
23. Gliński F., Rzedzicki J. (1983) Choroby pszczół. PWN Warszawa 1983.
24. Gliński Z., Chmielewski M. (1994) Patologia i terapia chorób owadów użytkowych. Wyd. Akademii Rolniczej, Lublin.
25. Goras G., Tananaki C. H., Gounari S., Dimou, M., Lazaridou E., Karazafiris E., kanelis D., Liolios V., EL Taj H.F., Thrasyvoulou A. (2015) Hyperthermia-a non-chemical control strategy against varroa. *Journal of the Hellenic Veterinary Medical Society*. 66(4): 249-256.
26. Hong W., Xu B., Chi X., Cu X., Yan, Y., Li T. (2020) Long-term and extensive monitoring for bee colonies based on internet of things. *IEEE Internet of Things Journal*, 7(8): 7148-7155.
27. Jack C.J., Ellis J. D. (2021) Integrated pest management control of Varroa destructor (Acari: Varroidae), the most damaging pest of (*Apis mellifera* L. Hymenoptera: Apidae) colonies. *Journal of Insect Science*. 21(5): 6.
28. Jung Cz. (2005) Cukier puder przeciw warrozie. *Pasieka* 4: 12-14.
29. Kalinowski J., Kalinowski A. (2006) Zwalczenie warrozy bez szkody dla pszczół i ich produktów. Wyd. Berest, Poznań.
30. Kemp W.P. (2000) The future of crop pollination. *Am. Bee Jour.* 140 (11): 851-853.

31. Kevan P.G., Baker H.G. (1983) Insects as flower visitors and pollinators. *Ann. Rev. Entomol.* 28: 407–453.
32. Knight T.M., Steets J.A., Vamosi J.C., Mazer S.J., Burd M., Campbell D.R., Dudash M.R., Johnston M.O., Mitchell R.J., Ashman T.L. (2005) Pollen limitation of plant reproduction: Pattern and process. *Annu. Rev. Ecol. Evol. Syst.* 36: 467-97.
33. Kołtowski Z. (2015) Znaczenie pszczoły miodnej w zapyłaniu roślin entomofilnych. VI Lubelska Konferencja Pszczelarska „Pszczelarstwo, wielofunkcyjna aktywność”. *Pszczela Wola* : 63-68.
34. Kostecki R. (1976) *Zarys chorób i szkodników pszczół*. Wydawnictwo PWRiL, Warszawa
35. König A. (2019) IndusBee 4.0—integrated intelligent sensory systems for advanced bee hive instrumentation and hive keepers' assistance systems. *Sensors & Transducers.* 237(9/10): 109-121.
36. Kralj J., Brockmann A., Fuchs S., Tautz J. (2007) The parasitic mite *Varroa destructor* affects non-associative learning in honey bee foragers, *Apis mellifera* L. *J. Compar. Physiol. A: Neuroethol. Sens. Neu. Behav. Physiol.* 193 (3): 363-370.
37. Le Conte Y., Arnold G., Desenfant P. H. (1990) Influence of brood temperature and hygrometry variations on the development of the honey bee ectoparasite *Varroa jacobsoni* (Mesostigmata: Varroidae). *Environmental Entomology.* 19(6): 1780-1785.
38. Lee E. (2023) A Quantitative Assessment of Honey Bee Health and the Development of an Automated Hive Monitoring System (Doctoral dissertation, ResearchSpace@Auckland).
39. Li Z., Huang Z.Y, Sharma D.B., Xue Y., Wang Z., Ren B. (2016) Drone and Worker Brood Microclimates Are Regulated Differentially in Honey Bees, *Apis mellifera*. *PLoS ONE* 11(2): e0148740. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0148740>
40. Meikle W.G., Barg A., Weiss M. (2022) Honey bee colonies maintain CO₂ and temperature regimes in spite of change in hive ventilation characteristics. *Apidologie* 53: 51. DOI.org/10.1007/s13592-022-00954-1.
41. Monzón V.H., Bosch J., Retana J. (2004) Foraging behavior and pollinating effectiveness of *Osmia cornuta* (Hymenoptera: Megachilidae) and *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae) on “Comice” pear. *Apidologie* 35 (6): 575-585.
42. Muszyńska J. (1975) Nastrój rojowy w rodzinie pszczelej a zawartość dwutlenku węgla i tlenu w gnieździe. *Pszczeln. Zesz. Nauk.* 19: 75-81.
43. Newton M.I., Chamberlain L., McVeigh A., Bencsik, M. (2024) Winter Carbon Dioxide Measurement in Honeybee Hives. *Applied Sciences.* 14(4): 1679.
44. Noël A., Le Conte Y., Mondet F. (2020) *Varroa destructor*: how does it harm *Apis mellifera* honey bees and what can be done about it? *Emerg Top Life Sci.* 1: 45-57. DOI: 10.1042/ETLS20190125.

45. Paleolog J. (2017) Pszczoły i ludzie. VIII Lubelska Konferencja Pszczelarska. III Międzynarodowe Sympozjum Pszczelarskie „Zrównoważona gospodarka pasieczna - nowe spojrzenia na hodowlę pszczół”. : 7-16.
46. Pätzold S., Ritter W. (1989) Studies on the behaviour of the honey-bee mite, *Varroa jacobsoni* O., in a temperature gradient. *Journal of Applied Entomology*. 107(1-5): 46-51.
47. Peters J.M., Peleg O., Mahadevan L. (2019) Collective ventilation in honeybee nests. *Journal of The Royal Society Interface*. 16(150): 20180561.
48. Pettis J. (2014) Overview of the Honey Bee. In: *Pesticide Risk Assessment for Pollinators*. Hoboken, NJ, USA: John Wiley & Sons, Inc.: 3–4. DOI:10.1002/9781118852408.ch2
49. Pidek A. (1998) Metody leczenia warrozy pszczół w Polsce w latach 1991-1996. *Pszczeln. Zesz. Nauk*. 42: 169-176.
50. Pohorecka K., Bober A. (2008) Porównanie wrażliwości na amitraz populacji *Varroa destructor* pochodzących z pasiek leczonych amitrazem i fluwalinatem. *Pszczeln. Zesz. Nauk*. 45: 43-45.
51. Ritter W. (2016) *Zdrowie pszczół*. Wydawca RM Sp. z o.o. Warszawa
52. Romaniuk K., Lipiński Z. (1985) Przebieg inwazji *Varroa jacobsoni* w rodzinach pszczelich leczonych amitrazą w dymie. *Pszczeln. Zesz. Nauk*. 22: 19-20.
53. Rosenkranz P., Aumeier P., Ziegelmann B. (2010) Biology and control of *Varroa destructor*. *Journal of invertebrate pathology*, 103: 96-119.
54. Shaw J. A., Nugent P. W., Johnson J., Bromenshenk J.J., Henderson C. B., Debnam, S. (2011) Long-wave infrared imaging for non-invasive beehive population assessment. *Optics Express*. 19(1): 399-408.
55. Siuda M., Wilde J. (1996) Reproduction of *Varroa jacobsoni* in bee brood with different post-capping periods. *Pszczeln. Zesz. Nauk*. 40 (2): 181-187
56. Tautz J. (2008) *Fenomen pszczół miodnych*. Wydawnictwo Galaktyka. Warszawa
57. Torchio P.F. (1991) Bees as crop pollinators and the role of solitary species in changing environments. *Acta Cortic*. 288:49-61.
58. Trzybiński S. (2016) *Wielki poradnik pasieczny*. Wydawnictwo Bee&Honey, Klecza Dolna : 18.
59. Ustawa z dnia 25 czerwca 2009 r. o rolnictwie ekologicznym (Dz. U. 09. Nr 116, poz. 975).
60. Wallner K. (1999) *Varroacides end their resitues in bee products*. *Apidologie*. 30 (1-2): 235-248.
61. Warritn. M., Smith D.R., Lekprayoon C. (2006) Genetic subpopulations of *Varroa* mites and their *A[is cerana* hosts in Thailand. *Apidologie*, 37(1): 19-30. DOI: 10.1051/apido:2005051.

62. Wilde J. (1994) Hodowla pszczół o skróconym okresie postlarwalnym, odpornych na *Varroa jacobsoni* Oudemans. Acta Acad. Agricult. Tech. Olszt. Zootechnica. 39, suppl. B: 1-43.
63. Zacepins A., Kviesis A., Stalidzans E., Liepniece M., Meitalovs J. (2016) Remote detection of the swarming of honey bee colonies by single-point temperature monitoring. Biosystems engineering. 148: 76-80.