

Hodowla Roślin Strzelce



Mgr inż. Piotr Stefański

Autoreferat rozprawy doktorskiej pt.:

**Wysokoprzepustowe fenotypowanie roślin uprawnych w warunkach
szklarniowo-polowych**

High-throughput phenotyping of crop plants in greenhouse and field conditions

Praca doktorska wykonana w Hodowli Roślin Strzelce Sp. z o.o. Grupa IHAR

Promotor

Dr hab. Krystyna Rybka Profesor IHAR-PIB

Instytut Hodowli i Aklimatyzacji Roślin-Państwowy Instytut Badawczy w Radzikowie

Recenzenci

Dr hab. Dariusz Gozdowski, prof. SGGW

Szkoła Główna Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie,

Instytut Rolnictwa, Katedra Biometrii

Prof. dr hab. Małgorzata Jędrzycka

Instytut Genetyki Roślin Polskiej Akademii Nauk

Strzelce 2024

Badania wykonano w ramach projektów badawczych

- PBS3/B8/19/2015 (Narodowe Centrum Badań i Rozwoju, program Badań Stosowanych), pt.: „Opracowanie oraz wdrożenie metody skrócenia cykli hodowlanych przez optymalizację warunków świetlnych w procesie hodowli zbóż”.

- POIR-01.01.01–00-0782/16–00 (Narodowe Centrum Badań i Rozwoju, w ramach Działalności B+R Programu Operacyjnego Inteligentny Rozwój 2014-2020 współfinansowanego ze środków Europejskich Funduszy Rozwoju Regionalnego), pt.: „Uzyskanie nowej generacji polskich odmian rzepaku, zbóż oraz bobowatych odpornych na nowe rasy agrofagów, o lepszych zdolnościach mitygacji i adaptacji do zmian klimatu, o odpowiednich cechach technologicznych wymaganych przez konsumentów i przemysł”.

Wykaz publikacji stanowiących rozprawę doktorską

1. **Stefański P.**, Siedlarz P., Matysik P., Rybka K. (2019) Usefulness of LED lightings in cereal breeding on example of wheat, barley and oat seedlings. International Journal of Agricultural and Biological Engineering (IJABE) 12(6):32-37.

<https://doi.org/10.25165/j.ijabe.20191206.3646>

IF2018 = 1.731, pktMNSW/MEiN = 70

2. **Stefański P.**, Siedlarz-Słowacka P., Matysik P., Rybka K. (2022) Efficiency of LED lamps usage in cereal crop breeding greenhouse. International Journal of Agricultural and Biological Engineering 15:75-83.

<https://doi.org/10.25165/j.ijabe.20221502.5775>

IF2022 = 2.400 (dane ze strony czasopisma dostęp 21.02.2024), pktMNSW/MEiN = 70

3. Siedlarz P., **Stefański P.**, Matysik P., Nita Z., Rybka K. (2018) Wpływ różnych oświetlaczy LED na indeks kiełkowania ziarna pszenicy uzyskanego w etapie szklarniowym procesu hodowlanego SSD. Biuletyn Instytutu Hodowli i Aklimatyzacji Roślin 282:3-15.

<https://doi.org/10.37317/biul-2017-0011>

pktMNSW/MEiN = 20

4. **Stefański P.**, Rybka K., Matysik P. (2024) Fenotypowanie zagęszczenia łanu pszenżyta ozimego w warunkach polowych przy użyciu kamery RGB (Bilingual. Eng.: Phenotyping of winter triticale canopy density in field conditions using an RGB camera). Biuletyn Instytutu Hodowli i Aklimatyzacji Roślin 301:1-9. <https://doi.org/10.37317/biul-2024-0001>

pktMNSW/MEiN = 20

5. **Stefański P.**, Ullah S., Matysik P., Rybka K. (2024) Triticale field phenotyping using RGB camera for ear counting and yield estimation. Journal of Applied Genetics n:nn. Artykuł opublikowany online 14.02.2024.

<https://doi.org/10.1007/s13353-024-00835-6>

IF5-letni = 2,400 pktMNSW/MEiN = 140

Łączny IF publikacji będących podstawą rozprawy doktorskiej wynosi 6.531.

Suma punktów na Liście MNSW wynosi 320.

Wstęp

W ostatnich latach odczuwalne są zmiany klimatyczne, powiązane ze wzrostem temperatur, zmianą dynamiki opadów oraz spadkiem ich ilości (Janni i Pietruschka, 2022). Badania wskazują, że w ciągu ostatnich trzech dekad zmiany klimatu doprowadziły do spadku światowych plonów kukurydzy i pszenicy średnio o 3,8% i 5,5% (Lobell i in., 2008). W Polsce, szczególnie na dobrych glebach kompleksu pszennego, nie odczuwa się jeszcze drastycznego spadku plonów pszenicy w warunkach suszy. Jednakże od roku 1992 do 2019 zanotowano, w latach o ekstremalnych niedoborach wody, straty w plonach szczególnie w zachodnich regionach kraju.

Rosnące zapotrzebowanie na żywność, pasze i produkty roślinne jako surowce dla przemysłu oraz energetyki odnawialnej, jak również uwarunkowania ekonomiczne z jednej strony, a ograniczenia wynikające z konieczności wdrażania europejskich przepisów ochrony środowiska z drugiej, stawiają przed hodowlą roślin uprawnych wymaganie ciągłego podnoszenia produktywności odmian wprowadzanych na rynek przy jednoczesnym obniżaniu kosztów ich uprawy, zgodnie z Umową Europejski Zielony Ład oraz Strategią od Pola do Stołu (European Commission, 2020). By sprostać tym zadaniom potrzebny jest postęp hodowlany w uzyskiwaniu genotypów odpornych na stresy biotyczne i abiotyczne w celu minimalizacji zużycia środków chemicznych, a przez to ich wpływu na środowisko. By to osiągnąć potrzebna jest wiedza dotycząca zależności między genotypem a fenotypem, co stanowi wyzwanie dla wszystkich dziedzin nauk przyrodniczych (Großkinsky i in., 2015). Po stronie praktyków, hodowców, pozostają oczekiwania na rozwój bioinformatyki i biologii systemów, które umożliwią skonstruowanie wirtualnego modelu rośliny, pozwalającego na analizę procesów biochemicznych oraz zmiany ekspresji genów *in silico* na każdym etapie wzrostu, z przełożeniem na praktyczne wykorzystanie tej wiedzy (Daloso i Williams, 2021; Long i in., 2008; Ndour i in., 2017). Niedrogie i zautomatyzowane fenotypowanie pozostaje nadal wąskim gardłem (Rybka, 2023). Informacje o cechach fenotypowych upraw w całym okresie wegetacji roślin są bardzo istotne i mają na celu m.in. monitorowanie porażenia chorobowego, przewidywanie plonów. Dają możliwość ich wykorzystania dla optymalizacji plonów oraz dla zapobiegania stratom. Do niedawna większość obserwacji fenotypowych, niezbędnych do szczegółowego opisu dynamiki wzrostu roślin, otrzymywano w sposób destrukcyjny (wrywanie roślin i dokładne pomiary), co było połączone z dużym nakładem pracy ludzkiej i wysokimi kosztami (Gnyp i in., 2014; Minervini i in., 2014). Najistotniejszą zaletą zautomatyzowanych obserwacji jest obiektywność w zbieraniu danych. Ułatwia to porównywanie wyników zebranych w różnych lokalizacjach, tj. w różnych warunkach środowiskowych i pogodowych, przez różnych ludzi. Zawsze trzeba brać pod uwagę możliwość popełnienia błędu przez hodowcę w czasie robienia obserwacji. Dlatego ważną gałęzią hodowli jest rozwój zautomatyzowanej oceny fenotypowej zarówno na polu jak i w szklarni; zdigitalizowane dane historyczne są zawsze do wglądu. Obecnie dostępne metody wysokoprzepustowego fenotypowania to: pomiary manualne z wykorzystaniem odpowiedniej aparatury, obserwacje za pomocą bezałogowych statków powietrznych bądź maszyn jeżdżących po polach. Trwający postęp technologiczny pozwala zwiększać wydajności pracy i zarazem podnosi jakość uzyskiwanych wyników (Rybka, 2023). W swoim doktoracie pokazałem przykłady zastosowania nowoczesnych metod fenotypowania do usprawnienia procesów hodowlanych.

Hipotezy badawcze

1. Klasyczne fenotypowanie cech morfologicznych i fenologicznych roślin w połączeniu z pomiarem fluorescencji chlorofilu jest dobrym narzędziem do oceny wpływu lamp ledowych na rozwój roślin zbożowych.
2. Doświetlanie niedojrzałych ziarniaków podczas suszenia poprawia zdolność kiełkowania.
3. Wysokoprzepustowe fenotypowanie przy użyciu kamery RGB w ekspozycji pionowej można wykorzystać do oceny zagęszczenia łanu oraz oznaczania liczby kłosów, w warunkach polowych, charakteryzujących się zmiennym natężeniem i kątem padania światła.

Cele badawcze

1. Wybór optymalnego oświetlacza LED do prowadzenia kolejnych pokoleń roślin zbożowych w szklarni w ramach metody SSD (publikacje 1, 2 i 3)
 - 1.1. Ocena tempa wzrostu roślin i indeksu kiełkowania nasion;
 - 1.2. Ocena stanu fizjologicznego roślin;
 - 1.3. Ocena kosztów doświetlania roślin lampami ledowymi.
2. Polowe fenotypowanie roślin (publikacje 4 i 5)
 - 2.1. Ocena zagęszczenia (łanu) poletka przed zimą oraz wiosną po ponownym podjęciu wegetacji oraz przewidywanie potencjału plonowania;
 - 2.2. Ocena liczby kłosów na 1m² jako czynnika plonotwórczego.

Cel praktyczny

1. Usprawnienie procesów wyprowadzania i hodowli nowych odmian roślin uprawnych, głównie zbóż.

Materiały

Materiał w doświadczeniach szklarniowych stanowiły stabilne genetycznie odmiany pszenicy jarej (*Triticum aestivum* L.): Kamelia (dośw. 1) oraz Harenda i Tybalt (dośw. 2 i 3); jęczmienia jarego (*Hordeum vulgare* L.): Radek (dośw. 1 i 2) oraz Soldo (dośw. 2), a także owsa (*Avena sativa* L.): Bingo (dośw. 1 i 2) oraz Nawigator (dośw. 2).

W ramach badań polowych wykorzystano odmiany pszenżyta ozimego (X *Triticosecale* Wittmack). W doświadczeniu 4 badano: Balcanto, Dolindo, Gringo, Meloman, Octavio, Orinoko, Porto, SU Liborius, Tadeus, Toro, Trapero, Trefl. W doświadczeniu 5 badano: Belcanto, Carmelo, Kasyno, Lombardo, Meloman, Octavio, Orinoko, Panteon, Porto, Rotondo, Sekret, Tadeus, Toro, Trapero, Trefl.

Metody

W doświadczeniach szklarniowych (publikacje 1-3) wykorzystano, zróżnicowane pod względem barwy światła, oświetlacze LED, a kontrolę stanowiła wysokoprężna lampa sodowa (HPS). Badania szklarniowe były wykonywane w ściśle określonych warunkach temperatury, wilgotności, czasu doświetlania. Podczas wegetacji roślin mierzono: wysokość roślin, fluorescencję chlorofilu *a* (Chl *a*), oceniano termin kłoszenia oraz wszelkie widoczne uszkodzenia roślin. Pomiar fluorescencji Chl *a* był wykonywany za pomocą przenośnego fluorometru PocketPEA (Hansatech, Wielka Brytania) na uprzednio zaciemnionych, przez ok. 30 min., liściach flagowych dla 10 roślin/genotyp w każdym powtórzeniu. Zmiany parametrów w roślinach oświetlanych lampami ledowymi w stosunku do roślin kontrolnych oświetlanych lampami HPS porównano na wykresach radarowych. Obliczenia statystyczne w doświadczeniach szklarniowych przeprowadzono za pomocą pakietu Statistica. Różnice pomiędzy wartościami parametrów chlorofilu *a* oceniono na podstawie jednoczynnikowej analizy wariancji Anova i testu Tukeya na poziomie $P \geq 95\%$, natomiast parametry wzrostu roślin oceniono za pomocą odchylenia standardowego.

Doświadczenia polowe były prowadzone zgodnie z zalecaną agrotechniką dla badanego gatunku, zastosowano wszystkie zabiegi agrotechniczne niezbędne dla właściwej wegetacji roślin. Siewy pszenżyta ozimego na poletkach o powierzchni 10 m² przeprowadzono na początku października, w obsadzie 350 nasion na m². Zautomatyzowane fenotypowanie RGB przeprowadzono w dwóch powtórzeniach przy użyciu FieldScreen System (PSI, Drasov, Czechy). Po wschodach roślin był wykonany przejazd zerowy, mający na celu przygotowanie mapy pola za pomocą nawigacji GPS, w tym samym

czasie zostały nadane punkty lokalizacyjne, na których kolejno wykonywane były zdjęcia. Obserwacje fenotypowe za pomocą platformy obejmowały 3 okresy: stan roślin przez zimę (BBCH 22-24), przezimowanie (BBCH 25-29), dojrzewanie ziarna (BBCH 77-85). Po zakończeniu wegetacji dokonano zbioru kombajnem poletkowym, następnie wyrażono plon nasion z jednego poletka w kg/powierzchnię. W celu interpretacji wyników wykorzystano dane pogodowe ze stacji meteorologicznej usytuowanej niedaleko pola doświadczalnego. Akwizycja obrazu jest pierwszym etapem rejestracji obrazu w wersji cyfrowej, pozwalającym na uzyskanie danych w formie dyskretnej (nieciągłej), nadających się do dalszego przetwarzania.

Opracowanie zdjęć zagęszczenia ładu wykonano za pomocą oprogramowania MorphoAnalyser. Obsługa programu jest intuicyjna. Operator zaznacza na przykładowych fotografiach kolory tła oraz kolory właściwe dla rejestrowanego obrazu. Algorytm programu odseparowuje właściwy obraz i jego wielkość wyraża jako ilość pixeli znajdujących się na danym zdjęciu. Tak uzyskane wyniki nadają się do analiz statystycznych oraz do poszukiwania korelacji z wynikami klasycznie zbieranych obserwacji.

Podczas opracowania zdjęć kłosów na poletkach przy użyciu metod uczenia maszynowego analiza obrazów roślin w fazie dojrzewania ziarna nie była tak oczywista, jak obróbka zdjęć roślin w fazie krzewienia i dlatego podjęto współpracę z bioinformatykiem, dr Sajid Ullah, zatrudnionym w PSI. Dr Ullah wykorzystał sieci neuronowe do interpretacji zebranych danych. Zbiór danych w doświadczeniu 5 składał się z 212 obrazów. Podzielono go na zbiór uczący i testowy w proporcji 80:20, czyli 170 zdjęć pokazujących 35.283 kłosów w zestawie uczącym i 42 zdjęcia z 8.647 kłosami w zestawie testującym. Kłosa w zestawie testowym zliczono ręcznie, aby móc ocenić dokładność wyników uzyskanych automatycznie.

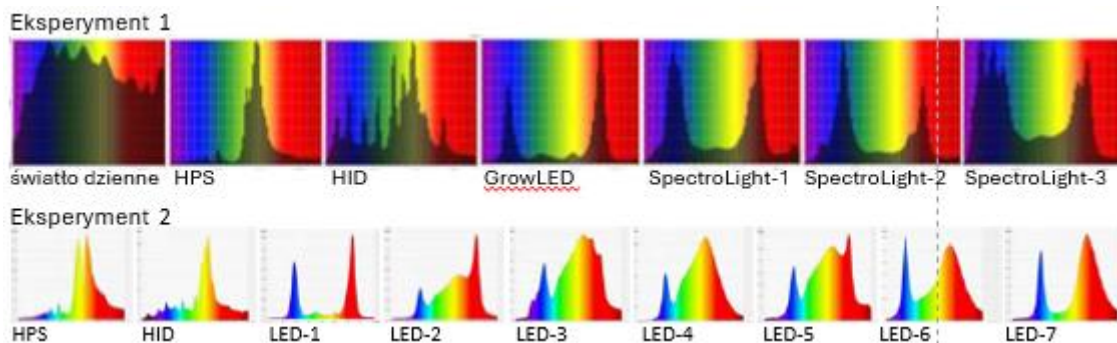
Wyniki i dyskusja

Doświadczenia szklarniowe (publikacje 1-3)

Fenotypowanie roślin zbożowych w warunkach szklarniowych prowadzono w celu wyboru optymalnych lamp ledowych, które mają zastąpić standardowo stosowane wysokoprężne lampy sodowe (HPS) (Rys. 1). Szukano spektrum światła, które zapewniłoby roślinom uprawianym metodą pojedynczych ziarniaków (SSD), w zadanych warunkach fotoperiodu, temperatury i wilgotności, odpowiedni pokrój (niskie rośliny z szerokimi liśćmi), odpowiednie cechy fenologiczne (szybki termin strzelania w źdźbło i kwitnienia) i jakość nasion. Dodatkowo oceniano efektywność energetyczną testowanych lamp. Pszenica znacząco zareagowała formując najniższe siewki, pod oświetlaczem wzbogaconym o światło niebieskie (SpectroLught-3), jęczmień nie wykazał większych zmienności, natomiast siewki owsa doświetlane lampą ksenonową (HID) były znacząco wydłużone (publikacja 1) (Rys. 2).

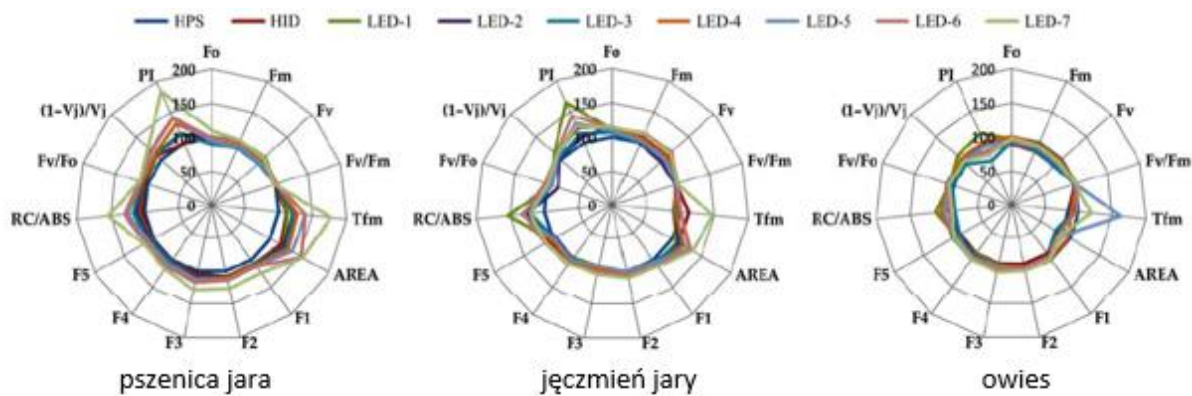


Rysunek 1 Widok oświetlonej szklarni z lampami LED, w której prowadzono eksperyment. Z lewej - widok z zewnątrz, z prawej - widok od wewnątrz, wraz z roślinami w wielodoniczkach.



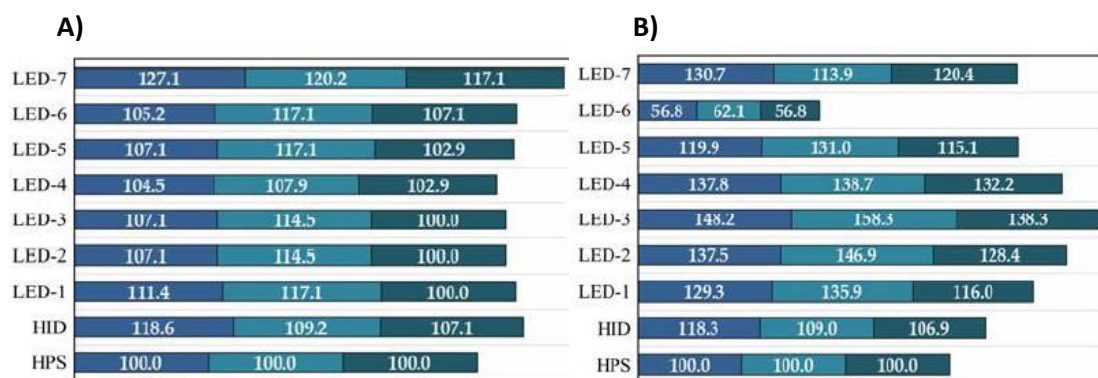
Rysunek 2 Względny rozkład widmowy światła generowanego przez lampy zastosowane w eksperymencie 1 (publikacja 1) oraz 2 (publikacja 2). Stosowane skróty: HPS- wysokoprężna lampa sodowa, HID- lampa ksenonowa, Neonica GrowLED lampa ledowa (Neonica, Łódź), SpectroLight-(1-3) lampy ledowe (Spectrolight, Łódź), LED-(1-7) zakodowane (na życzenie producentów) nazwy firmowe testowanych lamp ledowych.

Celem eksperymentu 2, który był następnym etapem testowania lamp ledowych (publikacja 2), była ocena lamp o zmodyfikowanych widmach, na podstawie fenotypów roślin, ich fenologii oraz pomiarów fluorescencji chlorofilu, przy jednoczesnej ocenie efektywności energetycznej każdej z lamp. Ogólnie stan fizjologiczny roślin uprawianych przy różnych źródłach światła był dobry, co wykazały parametry fluorescencji Chl *a* (Rys. 3) (Goltsev i in. 2016). Podstawowy i powszechnie stosowany parametr F_v/F_m (siła reakcji świetlnych) przyjmował wartości ok. 0,8, niezależnie od zastosowanego źródła światła i niezależnie od gatunku. W przypadku roślin owsa, które były najbardziej tolerancyjne na spektrum sztucznego światła, nie zaobserwowano u nich zależnych od spektrum różnic w tempie wzrostu i czasie do kłoszenia, parametry fluorescencji nie ulegały wahaniom. Wyjątkiem był wydłużony czas uzyskania fluorescencji maksymalnej (T_{fm}) w przypadku lamp LED-5 i LED-7. Analiza parametrów fluorescencji chlorofilu pszenicy wskazała na największą wrażliwość na widmo światła tego gatunku.



Rysunek 3 Ocena wpływu lamp ledowych, w porównaniu z lampą HPS, na stan fizjologiczny roślin pszenicy jarej, jęczmienia jarego oraz owsa w doświadczeniu 2, na podstawie fenotypowania fluorescencji chlorofilu.

Najszybciej, rośliny każdego z badanych gatunków rozwijały się pod lampą LED-4, jednakże lampa ta charakteryzowała się wysoką energochłonnością (Rys. 4A). W związku z tym, jako optymalną wybrano lampę o widmie LED-6 (Rys. 4B).



Rysunek 4 Ocena przydatności lamp ledowych do oświetlania szklarni spółek hodowli roślin rolniczych na podstawie wyników fenotypowania fenologii roślin z gatunków: pszenica jara , jęczmień jary oraz owies ; (A) terminy kłoszenia w porównaniu z roślinami oświetlanymi lampą HPS [%], (B) efektywność energetyczna lamp w porównaniu z HPS [%].

Doświadczenie 3 (publikacja 3) pokazało, że rodzaj lamp wykorzystanych w czasie wzrostu roślin pszenicy, w trakcie suszenia niedojrzałych ziarniaków a także ich interakcja miały wpływ na dynamikę kielkowania (indeks kielkowania, GI) oraz całkowitą liczbę skielkowanych ziarniaków. Światło zielone stosowane w trakcie suszenia niedojrzałych ziarniaków indukowało najbardziej równomierne kielkowanie ($\geq 70\%$), niezależnie od rodzaju oświetlacza stosowanego w czasie wzrostu roślin. Światło niebieskie Royal Blue najsilniej wpływało na dynamikę kielkowania wyrażaną przez indeks kielkowania (GI), a efekt był zależny od oświetlacza użytego w czasie wzrostu roślin. Najlepsze efekty uzyskano z interakcji widma lampy ledowej zbudowanej w oparciu o niebieskie i czerwone diody, użytej w trakcie wzrostu roślin, w połączeniu ze światłem niebieskim użytym w trakcie suszenia niedojrzałego ziarna. Barwa światła pod którym były suszone ziarniaki nie wpłynęła na liczbę nieskielkowanych i porażonych ziarniaków. Uzyskane wyniki wskazują, że jest możliwe skonstruowanie energooszczędnych lamp diodowych, pod którymi zboża w hodowli SSD będą rozwijały się lepiej niż pod standardowymi lampami HPS oraz że doświetlanie niedojrzałych ziarniaków w trakcie suszenia poprawia ich kielkowanie.

Doświadczenia polowe (publikacje 4, 5)

Fenotypowanie w warunkach polowych wykonano przy użyciu prototypowej platformy HTPP (ang. High Throughput Plant Phenotyping) (Rys. 9). Fenotypowanie zagęszczenia łanu prowadzono jesienią, po wysianiu roślin oraz wiosną, gdy rośliny ponownie podjęły wegetację (publikacja 4). Zauważono zróżnicowanie badanych odmian pod względem wigoru i siły kielkowania nasion, co skutkowało zróżnicowanym zagęszczeniem poletek (Rys. 5). Różnice w wypełnieniu poletka, oraz zmiany w obsadzie roślin po zimie, szczególnie były widoczne przy porównywaniu zdjęć słabiej zagęszczonych poletek, na co bez wątpienia miały wpływ warunki atmosferyczne (Oleksiak i in. 2022). Policzono współczynniki korelacji Pearsona pomiędzy zagęszczeniem łanu jesienią i wiosną oszacowanym na podstawie zdjęć RGB wykonanych z wykorzystaniem technologii wysokoprzepustowego fenotypowania (HTPP, ang.: High Throughput Plant Phenotyping) oraz plonowania pszenżyta ozimego (Tab. 1). Wysoki współczynnik korelacji na poziomie 0.79 daje nadzieję na skuteczność HTPP w fenotypowaniu zagęszczenia łanu i na rozwinięcie metody dla innych gatunków w Hodowli Roślin Strzelce, a także na poszerzenie i udoskonalanie wysokoprzepustowej platformy do obserwacji polowych oraz budowania nowych procedur prac hodowlanych.

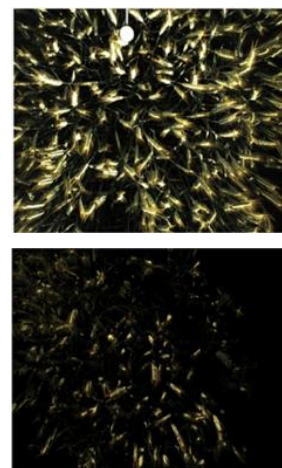


Rysunek 5 Zdjęcia RGB zagęszczenia ładu jesienią wykonane z wykorzystaniem technologii wysokoprzepustowego fenotypowania (HTPP, ang.: High Throughput Plant Phenotyping). Z lewej zdjęcie oryginalne, z prawej zdjęcie przetworzone przy użyciu oprogramowania MorpoAnalyser.

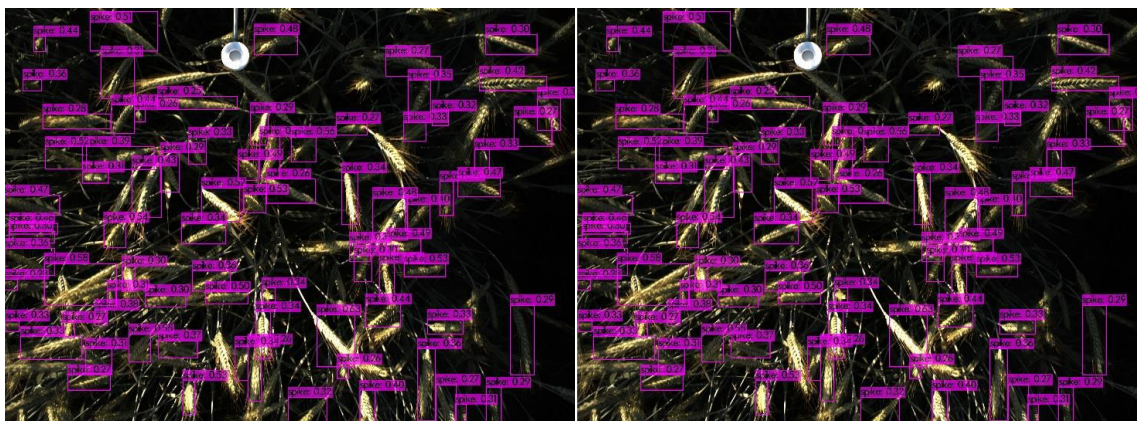
Tabela 1 Współczynniki korelacji Pearsona pomiędzy plonem a zagęszczeniem ładu jesienią oraz wiosną, a także korelacji pomiędzy zagęszczeniem ładu w sezonach.

| | Jesień zagęszczenie | Wiosna zagęszczenie | Plon |
|---------------------|---------------------|---------------------|------|
| Jesień zagęszczenie | 1 | | |
| Wiosna zagęszczenie | 0,688 | 1 | |
| Plon | 0,794 | 0,793 | 1 |

Fenotypowanie liczby kłosów pszenżyta przy użyciu kamery RGB zamontowanej w systemie HTPP prowadzono przez dwa kolejne lata (publikacja 5). Zdjęcia opracowano przy użyciu dwóch podejść. W pierwszym podejściu przeszkolono pojedynczy model, używając zarówno ciemnych, jak i jasnych zdjęć (Rys. 6). W drugim najpierw wdrożono płytka sieć neuronową w celu klasyfikacji zdjęć na jasne i ciemne. Ciemne i nienaświetlone obrazy były poprawiane poprzez zastosowanie algorytmu CNN o nazwie LeNet. Następnie zastosowano niezależne dwa podejścia: Faster-RCNN i YOLOv4. Sieci trenowano odrębnie na jasnych i na ciemnych zdjęciach. Skuteczność modeli głębokiego uczenia była oceniana za pomocą mAP, czyli lokalizacji i pewności klasy skoku w przewidywanym obrazie, i definiowana jako: „tu jest wzór”. Faster-RCNN została przeszkolona w 9000 iteracjach przy użyciu binarnej straty entropii krzyżowej i strategii planowania szybkości uczenia się dla zaniku wykładniczego. Trudnością w fenotypowaniu liczby kłosów był różny stopień naświetlenia zdjęć: zdjęcia dobrze naświetlone vs. prześwietlone vs. niedoświetlone. Także położenie kłosów w roślinie (na pędach głównych bądź bocznych), wyżej bądź niżej w stosunku do górnej płaszczyzny ładu wpłynęło na dokładność ich zliczania i efektywność stosowanych modeli sieci (Rys. 7). Moja praca dotyczy interpretacji zdjęć w ekspozycji pionowej w zwartym łanie pszenżyta. W literaturze przedmiotu omówiono prostsze podejścia statystyczne do zdjęć wykonanych w rzucie bocznym (Alharbi i in. 2018) na poletkach wysianych w duży rozproszeniu bądź roślin uprawianych w wazonach, w warunkach kontrolowanych (Misra i in. 2020).

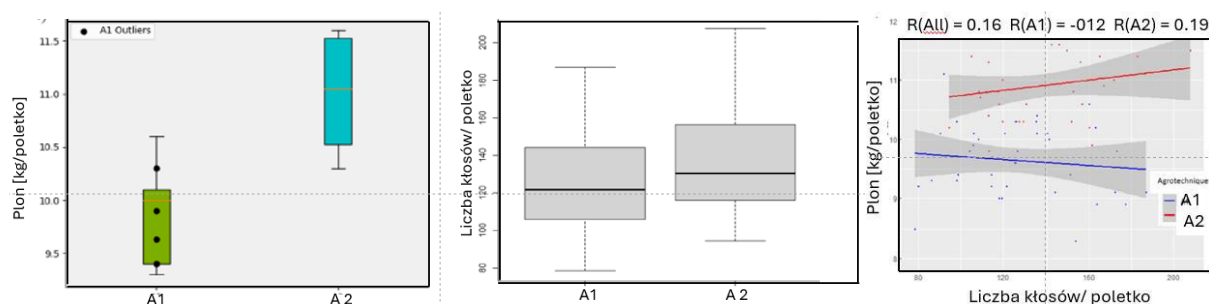


Rysunek 6 Zdjęcia RGB kłosów w ekspozycji pionowej. U góry zdjęcie prawidłowo doświetlone, u dołu zdjęcie niedoświetlone z poletka zacienionego przez nośnik.



Rysunek 7 Przykłady automatycznego zliczania kłosów na zdjęciach z użyciem algorytmu YOLOv4

Wyniki fenotypowania liczby kłosów przetwarzane przy użyciu sieci neuronowych i w korelacji z plonem dały wynik jedynie istotny statystycznie (Rys. 8), co doprowadziło do wniosku, że należy sprawdzić, czy korekta wyników w oparciu o mapę pola budowaną przy użyciu metod fizycznych rolnictwa precyzyjnego wpłynie na jakość końcową korelacji. Gromadzenie wiedzy umożliwi zbudowanie nowoczesnych technologii hodowlanych opartych o metody wysokoprzepustowego fenotypowania.



Rysunek 8 Zakres (a) uzyskanego plonu przy zastosowaniu standardowej agrotechniki A1 w porównaniu z intensywnym nawożeniem i ochroną A2 oraz (b) średnia liczba kłosów na poletkach uprawianych w reżimie agrotechnicznym A1 oraz A2 (c) korelacje między plonem a liczbą kłosów na poletku.



Rysunek 9 System Field-Screen (PSI) zamontowany na nośniku narzędzi Zurn 540, na tle pól doświadczalnych, na których prowadzono fenotypowanie RGB - fenotypowanie kłosów

Wnioski

Doświadczenia szklarniowe:

1. Gatunki zbóż różnią się wymaganiami co do spektrum i natężenia widma światła ze sztucznych źródeł: owies okazał się tolerancyjny, jęczmień wrażliwy a pszenica umiarkowanie wrażliwa; charakterystykę oparto na cechach fenotypowych, fenologicznych i analizie parametrów fluorescencji $Cl\alpha$.
2. Optymalne widmo do prowadzenia równoległych prac hodowlanych z różnymi gatunkami zbóż w tej samej przestrzeni szklarniowej zapewnia lampa oparta na białej diodzie ze spektrum wzbogaconym o światło niebieskie.
3. Doświetlanie niedojrzałych ziarniaków w trakcie suszenia poprawia ich kiełkowanie a przez to przyspiesza proces SSD.
4. Na zużycie energii elektrycznej przez lampy ledowe ma wpływ nie tylko dioda elektroluminescencyjna lecz również konstrukcja oprawy oświetleniowej.
5. Ponieważ lampy LED wytwarzają mniej ciepła niż HPS, należy rozważyć zmianę systemu ogrzewania szklarni.
6. Możliwe jest skonstruowanie lamp diodowych, pod którymi zboża w hodowli SSD będą rozwijały się szybciej i lepiej niż pod standardowymi lampami HPS.

Doświadczenia polowe:

7. Wysokoprzepustowe fenotypowanie HTPP z wykorzystaniem różnych kamer wymaga nowych metod przetwarzania i analizy danych, w związku z tym należy sprawdzić, czy precyzja wyników może zostać zwiększona przez uwzględnienie współczynników korekcyjnych wynikających z jakości gleby.
8. Możliwa jest ocena zagęszczenia ładu w oparciu o zdjęcia RGB w ekspozycji pionowej i obróbkę tych zdjęć w oparciu o intuicyjne oprogramowanie Morpho-Analyser, dołączone jako oprogramowanie obsługujące platformę HTPP Field-Screen (PSI, Drasov, Czechy).
9. Bardzo dobra korelacja zagęszczenia ładu ocenianego za pomocą HTPP z plonem (0.8), jest ważnym wynikiem dla hodowli.
10. Zliczanie kłosów przy użyciu YOLOv4 jest bardziej precyzyjne niż przy zastosowaniu Faster-RCNN.
11. W celu opracowania modelu plonowania, należy zbierać dane przez cały sezon wegetacyjny, dla roślin w różnych fazach, zwłaszcza krzewienia i kłoszenia.

Spis literatury

1. Alharbi N, Zhou J, Wang W (2018) Automatic counting of wheat spikes from wheat growth images. In: Proceedings of the 7th International Conference on Pattern Recognition Applications and Methods ICPRAM, vol 1. Funchal, Madeira, pp 346–355. <https://doi.org/10.5220/0006580403460355>
2. Daloso D. M., Williams T. C. R. (2021) Current Challenges in Plant Systems Biology, in: F. Vischi Winck (Ed.), *Advances in Plant Omics and Systems Biology Approaches*, Springer International Publishing, Cham. pp. 155-170, https://doi.org/10.1007/978-3-030-80352-0_9
3. European Commission (20.05.2020) Reinforcing Europe's resilience: halting biodiversity loss and building a healthy and sustainable food system. An official website of the European Union, https://ec.europa.eu/commission/presscorner/detail/en/ip_20_884; The European Green Deal, https://commission.europa.eu/strategy-and-policy/priorities-2019-2024/european-green-deal_en; Farm to Fork Strategy, https://food.ec.europa.eu/horizontal-topics/farm-fork-strategy_en. Data dostępu 22.02.2024.
4. Gnyp M. L., Bareth G., Li F., Lenz-Wiedemann V. I. S., Koppe W., Miao Y., Hennig S. D., Jia L., Laudien R., Chen X., Zhang F. (2014) Development and implementation of a multiscale biomass model using hyperspectral vegetation indices for winter wheat in the North China Plain. *International Journal of Applied Earth Observation and Geoinformation* 33:232-242. <https://doi.org/10.1016/j.jag.2014.05.006>
5. Goltsev V. N., Kalaji H. M., Paunov M., Baba W., Horaczek T., Mojski J., Kociel H., Allakhverdiev S. I. (2016) Variable chlorophyll fluorescence and its use for assessing physiological condition of plant photosynthetic apparatus. *Russian Journal of Plant Physiology* 63:869–893. <https://doi.org/10.1134/s1021443716050058>
6. Großkinsky D. K., Svensgaard J., Christensen S., Roitsch T. (2015) Plant phenomics and the need for physiological phenotyping across scales to narrow the genotype-to-phenotype knowledge gap. *Journal of Experimental Botany* 66:5429-5440. <https://doi.org/10.1093/jxb/erv345>
7. Janni M., Pieruschka R. (2022) Plant phenotyping for a sustainable future. *J Exp Bot* 73:5085-5088. <https://doi.org/10.1093/jxb/erac286>
8. Lobell D. B., Burke M. B., Tebaldi C., Mastrandrea M. D., Falcon W. P. Naylor R. L. (2008) Prioritizing climate change adaptation needs for food security in 2030. *Science* 319(5863):607–610. <https://doi.org/10.1126/science.1152339>
9. Long T. A., Brady S. M., Benfey P. N. (2008) Systems approaches to identifying gene regulatory networks in plants. *Annual Review of Cell and Developmental Biology* 24:81-103. <https://doi.org/10.1146/annurev.cellbio.24.110707.175408>
10. Minervini M., Abdelsamea M. M., Tsafaris S. A. (2014) Image-based plant phenotyping with incremental learning and active contours. *Ecological Informatics* 23:35-48. <https://doi.org/10.1016/j.ecoinf.2013.07.004>
11. Misra T., Arora A., Marwaha S., Chinnusamy V., Rao A., Jain R., Sahoo R., Ray M., Kumar S., Raju D., Jha R., Nigam A., Goel S. (2020) SpikeSegNet- a deep learning approach utilizing encoder-decoder network with hourglass for spike segmentation and counting in wheat plant from visual imaging. *Plant Methods* 16(1):40. <https://doi.org/10.1186/s13007-020-00582-9>
12. Ndour A., Vadez V., Pradal C., Lucas M. (2017) Virtual Plants Need Water Too: Functional-Structural Root System Models in the Context of Drought Tolerance Breeding. *Front. Plant Sc.* 8. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.01577>
13. Oleksiak T., Spyrogrou I., Pacoń D., Matysik P., Pernisova M., Rybka K. (2022) Effect of drought on wheat production in Poland between 1961 and 2019. *Crop Science* 62:728-743. <https://doi.org/10.1002/csc2.20690>
14. Pieruschka R., Lawson T. (2015) Preface to Special Issue: Phenotyping in plants. *Journal of Experimental Botany* 66:5385-5387. <https://doi.org/10.1093/jxb/erv395>
15. Pinke Z., Decsi B., Jambor A., Kardos M., Kern Z., Kozma Z., Ács T. (2022) Climate change and modernization drive structural realignments in European grain production. *Scientific Reports* 12:7374. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-10670-6>
16. Rybka K. (2023) Najnowsze doniesienia z zakresu biotechnologii i hodowli zbóż: CBB7 siódma konferencja Cereal Biotechnology and Breeding w Wernigerode, Niemcy. *Biuletyn Instytutu Hodowli i Aklimatyzacji Roślin* 300:77-89. <https://doi.org/10.37317/biul-2023-0014>
17. Rybka K., Nita Z. (2015) Physiological requirements for wheat ideotypes in response to drought threat. *Acta Physiol Plant* e37:1-13. <https://doi.org/10.1007/s11738-015-1844-5>