

ЗАСТОСУВАННЯ СПЕКТРОФОТОМЕТРІВ ДЛЯ ВИЗНАЧЕННЯ СТАНУ БІОЕНЕРГЕТИЧНИХ КУЛЬТУР

ПРИСЯЖНЮК О. І. —

д.с.-г.н., професор;

МАЛЯРЕНКО О.А. —

с.н.с.;

КОНОНЮК Н. О. —

к.с.-г.н.;

ЧЕРНЯК М.О. —

PhD;

ГОНЧАРУК О. М. —

PhD;

МУСІЧ В.В. — PhD.

*Інститут біоенергетичних культур
і цукрових буряків НААН України, вул.
Клінічна, 25, м. Київ, 03110, Україна,
e-mail: ollpris@gmail.com*

Вступ. Абіотичні й біотичні фактори впливають на фізіологічні процеси в рослинах. Нестача вологи, або навпаки, перезволоження ґрунту, висока або низька температура, нестача поживних речовин, забруднення ґрунту — всі ці фактори виявляють негативний вплив на швидкість фотосинтезу [77]. Адже фотосинтетичні реакції рослин побудовані так, що нестача певних факторів живлення або несприятливі умови вирощування спричиняють уповільнення або навіть повну зупинку процесів фотосинтезу. Внаслідок цього рослини можуть загинути, або ж їхня врожайність зменшується і якість урожаю погіршується. Забезпеченість необхідними поживними речовинами в тій чи іншій фазі росту й розвитку рослин, як і умови вирощування, має великий вплив на фізіологічний стан рослин, зокрема, процес фотосинтезу. Візуальні спостереження за станом рослин упродовж вегетаційного періоду часто не є достатнім методом ідентифікації стану рослин, наприклад у випадку нестачі певних поживних речовин. Також на практиці, одним із надійних показників визначення стану фотосистеми рослин є встановлення концентрації хлорофілу в листі. Кількість сонячного випромінювання, поглиненого листям, корелює з концентрацією фотосинтетичних пігментів у ньому [53; 68; 77; 82]. Однак, застосування цього методу потребує лабораторних досліджень або ж використання приладів здатних вимірювати кількість хлорофілів в листках неруйнівним способом. При цьому справедливою є критика стосовно того що ці прилади показують лише кількість хло-

рофілів а не ефективність їх роботи [75].

Іншим методом дистанційної діагностики, що активно розвивається, є визначення різноманітних вегетаційних індексів рослин за допомогою дронів або супутника (GNDVI, NDWI, SAVI, OSAVI, ARVI, EVI, VARI, LAI, NBR, SIPI, GCI, NDSI, ISTACK). Однак, проблематика використання методів дистанційного зондування полягає у швидкості оновлювання інформації, не здатності визначити багато видів стресу рослин і сильної залежності якості зображень від погодних умов. Іншими словами використання цих методів доцільне в глобальному вимірі, коли площі під сільськогосподарськими культурами значні і часу на визначення індивідуальних параметрів стану рослин у полі немає [62]. В випадку вирощування біоенергетичних культур ми маємо середні розміри ділянок від декількох гектарів до 20–30 гектарів [73], що не зовсім добре корелює з можливостями супутникового моніторингу.

Флюорисценція хлорофілу, яку можна визначити за допомогою портативного приладу — спектрометра, є параметром, що може виявляти в рослин стан стресу, спричиненого різними абіотичними факторами [47; 54; 77; 82].

Посуховий стрес у рослин С3 визначається за протоколу Templer et al. [80] з використанням показників Fv/Fm при температурі повітря 26 °C і вище. Цей спосіб ідентифікації дозволяє раннє виявлення стресового стану рослин — через добу після закінчення запасів доступної вологи. У С3 рослин фотодихання вважається причиною незадовільних результатів ранньої діагностики посухового стресу за допомогою стандартних тестів Fv/Fm і Y(II), які ефективно працюють лише за сильної посухи [26; 27]. Причому, вимірювання значень Fv/Fm можна проводити для визначення сильного посухового стресу коли рослини перебувають приблизно 7 діб без доступної вологи [4; 22].

Для С4 рослин можна застосовувати показник Fv/Fm [77; 82].

Для рослин С3 найчастіше застосовують такі тести на посуховий стрес:

вимірювання показників газообміну g_s , E та A . G_s — провідність мезофілу, є найчутливішим параметром для визначення стресу в рослинах С3. Швидкість транспірації E і швидкість асиміляції вуглецю A також є чутливими параметрами

для визначення посухового стресу;

визначення Fv/Fm за температури повітря не нижче 26 °C. Встановлено, що після підвищення температури з 20 °C до 26 °C показник Fv/Fm набуває необхідної точності для встановлення стресового стану рослин через добу після виникнення нестачі вологи [80];

визначення Fs/Fo і Fs–Fo за використання зразків адаптованих до темного тесту має хорошу чутливість до помірного водного стресу і достатню точність для винограду й деревних культур, і достатню для більшості інших культур С3 [26; 27; 28].

Кращим тестом для рослин С4 є визначення Y(II) [22], ETR/A або J/A [13; 15; 16]. Також Y(II) визначається у спеціальному тесті Burke [8; 9]. На світланку зразки листових пластинок збирають за допомогою листового пуансона та зберігають у вологому стані на лотку для тканинних культур. У зразках вимірюють значення Y(II), а потім на 30 хв поміщають у піч, нагріту до 40 °C. Лоток виймають із печі і дають йому схолонути й досягти стабільного стану фотосинтезу при кімнатному освітленні. Потім у кожному зразку повторно вимірюють Y(II). Було виявлено, що показники листків, які не зазнавали посухового стресу нижчі, ніж тих, що зазнавали. Цей аналіз ефективний, оскільки листки, які перебувають в стані дефіциту вологи, затримують цукри, вироблені вночі, і тому вони менш сприйнятливі до теплового стресу під час проведення цього тесту.

Інші тести на посуховий стрес, які можна вважати ефективними в тій чи іншій мірі, такі:

комбінований тест із визначення Y(II) й асиміляції вуглецю (A). Поєднання газообміну й флуоресценції хлорофілу є потужним інструментом для ідентифікації посухового стресу, оскільки воно показує, як нестача вологи впливає на різні частини світлової та темної реакції фотосинтезу;

Fs/Fo тест з адаптацією до світла також можна використовувати для визначення посухового стресу, хоча він не настільки чутливий до тест Burke, але його можна використовувати для деяких рослин С3 типу фотосинтезу, наприклад, винограду [27];

визначення NPQ. Є дані, що підтвер-

джують що NPQ можна використовувати при помірному посуховому стресі [13];

PIABS тест за швидкої адаптації до темряви. Він теж не настільки чутливий, як Y(II) ETR, або аналіз Burke у рослин C4. Тест добре корелює з даними обміну CO₂ [81; 89], але працює лише при сильному посуховому стресі приблизно через 7 днів від його початку [81].

K Step — тест за швидкої адаптації до темряви за допомогою протоколу OJIP працює лише при сильному посуховому стресі у рослин Strasser et al., [78].

Стрес через надмірну вологу можна визначити за допомогою показників: Fv/Fm, OJIP та вмісту хлорофілу із використанням коефіцієнта флуоресценції F735/F700. Усі ці тести є швидкими й вимагають адаптації до темряви, окрім тесту F735/F700 [41; 70].

Світловий стрес можна ефективно визначити за допомогою більшості протоколів флуоресценції [14; 23; 42; 45; 46]. Можна застосовувати тест на визначення Fv/Fm у листках, адаптованих до темряви [1; 2]. Також ефективним є визначення $\Delta F/F_m$, або Y(II) [25; 49]. Крім того ефективним є визначення PIABS за допомогою швидкого адаптованого до темряви тесту за протоколом OKJIP [81].

Quenching and Quenching Relaxation Test — найкращий тест для вивчення механізмів фотозахисту, причому, для кож-

ного механізму розроблені відповідні вимірювані параметри [14; 23].

Також використовуються криві світлової реакції, що показують результати впливу рівня світла на Y(II) та швидкості переносу електронів [42; 59].

RLC криві (Rapid Light Curves) призначені для вимірювання реакції рослини на змінні умови освітлення, особливо за хмарної, дощової або вітряної погоди [69]. Вони добре корелюють із активністю рибублозобісфосфаткарбоксилази RuBisCo в умовах змінної освітленості [50; 51; 52]. RLC криві використовуються для ідентифікації стану затінених рослин, де освітлення постійно змінюється, а інші методи визначення можуть бути складними [67].

Тепловий стрес можна визначити кількома способами. Так, у рослинах C3 тепловий стрес супроводжується окислювальним стресом, і результати визначення можуть залежати від застосованого протоколу. За даними Haldimann і Feller [32], тест на визначення Y(II) — швидкий і чутливий і може визначати тепловий стрес при температурі 35 °C і вище. А от Fv/Fm може визначити тепловий стрес лише при температурі >45 °C.

F735/F700 — співвідношення флуоресценції хлорофілу до вмісту хлорофілу, дозволяє виявити тепловий стрес у C3 рослин при температурі близько 35 °C і вище [37].

Визначення показника A — газообмінної асиміляції вуглецю дозволяє виявити тепловий стрес при 30 °C і вище. Хоча застосування газообмінного приладу не завжди є виправданим з точки зору витрат на нього [32].

PIABS — швидкий тест, адаптований до темряви, чутливий до теплового стресу за визначення за допомогою протоколу OJIP. Це нормалізований параметр для порівняння різних зразків. Тест нечутливий до теплового стресу за температури нижче 44 °C [78].

NPQ — це тест, який займає 20–35 хвилин і потребує адаптації до темряви протягом ночі. Це довгий і трудомісткий тест, який підходить для оцінювання невеликої кількості рослин [79].

Комбіновані тести Y(II) або ETR й асиміляції вуглецю (A) — комбінація CO₂ газообміну та флуоресценції хлорофілу є потужним інструментом для визначення теплового стресу, оскільки він показує, як тепловий стрес впливає на різні частини світлової та темної реакції фотосинтезу. Газообмін дозволяє ідентифікувати тепловий стрес при 30 °C, тоді як Y(II) і NPQ виявляють тепловий стрес при 35 °C [33].

Холодовий стрес доволі складний у діагностиці за допомогою пристроїв для вимірювання флуоресценції хлорофілу. Так, показники ETR втричі перевищують

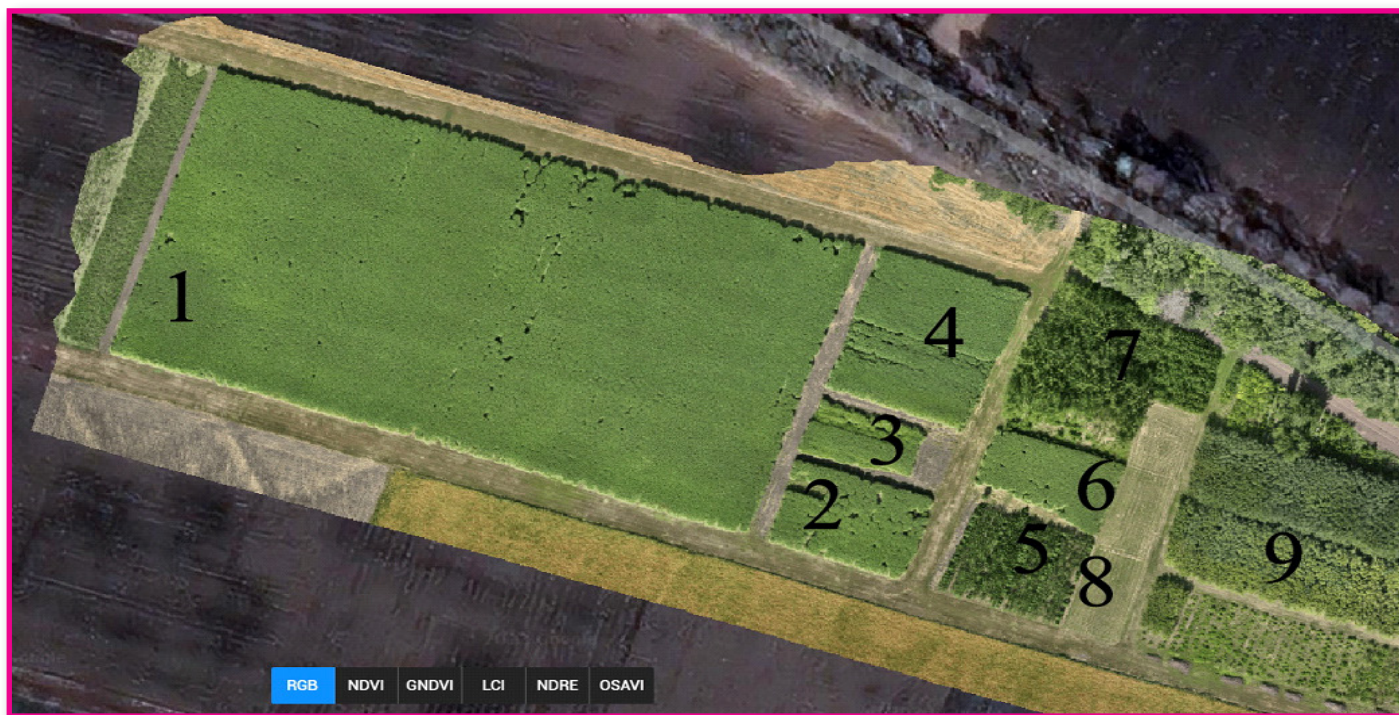


Рис. 1 Загальний вигляд плантацій біоенергетичних культур:

1 — міскантус гігантський, сорт Осінній зорецвіт, 2018 р.; 2 — міскантус гігантський, сорт Осінній зорецвіт, 2015 р.; 3 — міскантус гігантський, сорт Осінній зорецвіт, 2015 р.; 4 — міскантус гігантський, сорт Осінній зорецвіт, 2022 р.; 5 — тополя чорна, 2022 рік, 6 — міскантус гігантський, сорт Осінній зорецвіт, 2016 р.; 7 — тополя чорна, 2019 р.; 8 — просо прутівидне, сорт Морозко, 2017 р.; 9 (1) — верба, нижній ряд — тритичинкова, 2012 р., середній ряд (2) — прутівидна сорт Збруч, 2012 рік, верхній ряд (3) — прутівидна, сорт Тернопільська, 2013 р.



Рис. 2. Загальний вигляд фото-метра FLS 10s

нормальні показники при холодному стресі в рослин. Крім того, рослини, що зазнають холодного стресу, демонструють неоднорідну флуоресценцію хлорофілу в межах одного листка [6]. А тому для визначення цього виду стресу застосування кількох вимірювань у різних місцях на одному листку забезпечує достовірні результати вимірювань [10; 11].

Тест ETR/CO₂ асиміляції або J/A дозволяє визначити співвідношення ETR у фотосистемі II до змін асиміляції CO₂.

У стресових умовах ETR приблизно втричі перевищує прогнозовані вимірюваннями асиміляції вуглецю. Цей тест можна виконати за допомогою комбінованого спектрофотометра, що має газообмінну систему. Додатковою перевагою є те, що він визначає флуоресценцію по всій площі листової поверхні, усуваючи проблему неоднорідної флуоресценції листка [30].

Визначення Y(II) (Fv/Fm) або ΔF'/FM' ефективності фотосистеми II — швидкий світловий тест, що може визначити помірний холодний стрес у стійкому стані [1; 2] і підходить для міскантусу [29]. Також ефективним є вивчення кінетики релаксації після впливу світла та низьких температур. За цим методом проводять вивчення ΔpH просвіту тилакоїдів, циклів ксантофілу та фотоінгібування за допомогою NPQ, qN, qP, qL, qE, qT, qI, Y(NPQ), Y(NO) [13]. Також є дослідження, які засвідчують можливість застосування швидкого тесту Fv/Fm листка, адаптованого до темряви, для визначення помірного холодного стресу [1; 2], у тому числі й у міскантусу [29].

Тест для вивчення кінетики релаксації після впливу світла можна використовувати також для визначення ефективності перезимівлі рослин [13], як і тест, що визначає криві світла — ступінчастий актиніновий тест [2].

Стрес, викликаний дефіцитом елементів живлення, можна визначати за допомогою стандартних методів вимірювання флуоресценції хлорофілу, наприклад шляхом визначення Fv/Fm. Однак

для вимірювання азотного та сірчаного стресу потрібні нестандартні методи [17; 31; 54].

Стрес, викликаний дефіцитом азоту, можна ідентифікувати за допомогою показників CCI та SPAD — коефіцієнтів пропускання-поглинання. Визначаються вони а допомогою приладів, що аналізують світло, відбите листям на двох різних довжинах хвиль червоного діапазону: спектр дуже чутливий до вмісту хлорофілу 680–710 нм і червоний діапазон 711–800 нм, який нечутливий до вмісту хлорофілу в листках. Співвідношення двох значень забезпечує CCI та SPAD. Цей тип приладів широко використовується для вимірювання стресу від нестачі азоту в кукурудзи [83], пшениці [55], рису [72], сої [84], картоплі [44] і винограду [21].

Співвідношення коефіцієнтів флуоресценції F735/F700 забезпечує найкращу кореляцію з результатами вмісту хлорофілу й найбільший діапазон вимірювань. Такі методи вимірювання, як CCI або SPAD добре працюють для стандартних листків, але вони не підходять для культур із дрібними листками, для яких хорошим рішенням буде метод F735/F700 [10; 11; 31]. Метод апробовано на рисі [39] і кукурудзі [12; 20].

Ефективність фотосистеми II або Y(II) при високих рівнях освітленості теж використовується для ідентифікації стресу від нестачі азоту в рослин C3 типу фотосинтезу. Цей аналіз вимагає вимірювання Y(II) за високого рівня освітлення, що

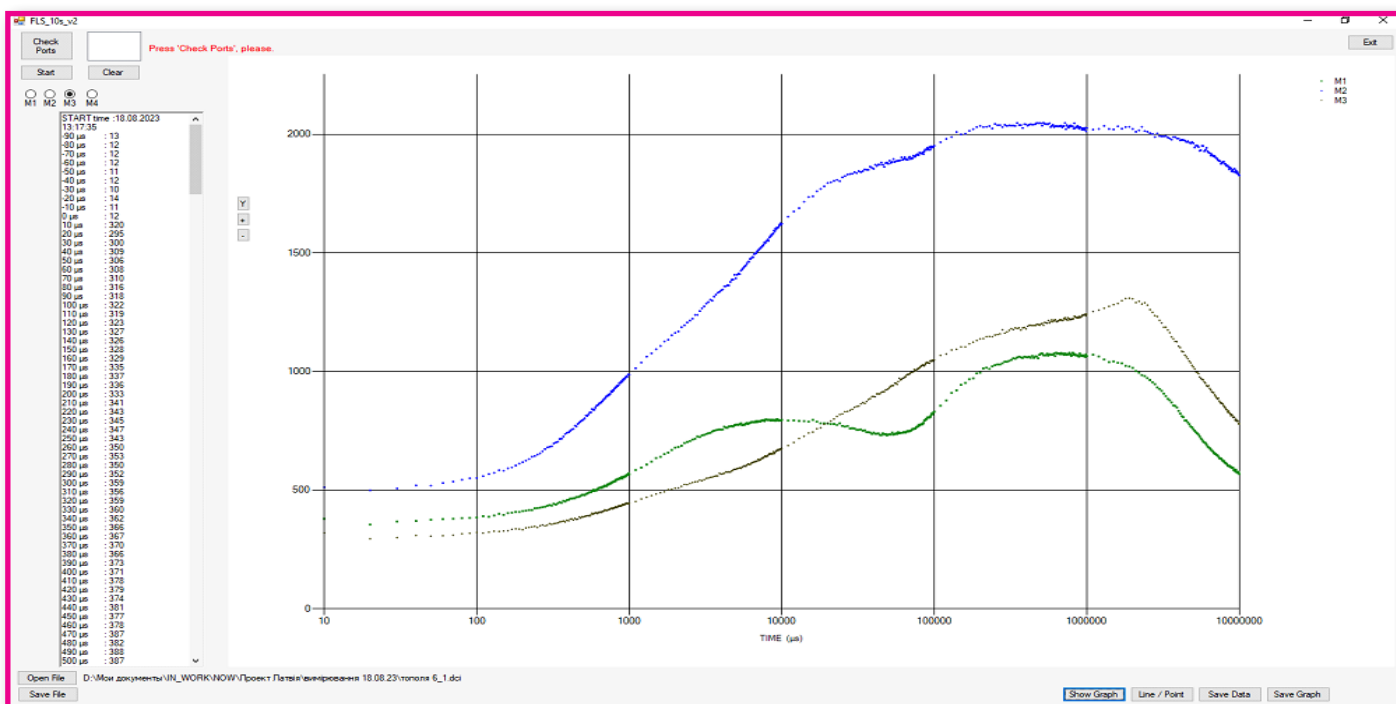


Рис. 3. Криві точок даних отримані за допомогою приладу FLS 10s (синім кольором — міскантус гігантський, зеленим — верба, сірим — тополя)

покращує роздільну здатність вимірювань азотного стресу [17].

К Step — швидкий тест адаптованого до темряви листка, що має високу чутливість при значному дефіциті азоту в сої та кукурудзи [6; 78; 85].

qP — тест показує дефіцит азоту при значній нестачі цього елемента, але не дозволяє ідентифікувати дефіцит сірки [5].

Швидкий тест Y(II) також може бути використаний для аналізу стресового стану рослин від нестачі азоту. Однак, азотний стрес повинен бути значним та потрібні високі рівні освітленості рослин за проведення даного типу вимірювань [5; 13; 17].

Стрес, викликаний дефіцитом фосфору, можна ідентифікувати за допомогою визначення показника Fv/Fm [76]. Також досліджено, що показник PIABS чутливий до фосфорного стресу в сорго [71].

Стрес, викликаний дефіцитом калію, можна визначити за даними ефективності фотосистеми II (Y(II)), NPO та qP. Проведені дослідження на рослинах рису показали ефективність застосування цих параметрів для виявлення дефіциту калію [86].

Стрес, викликаний дефіцитом бору, можна визначити за допомогою показника ефективності фотосистеми II (Y(II)) і ETR — швидкого тесту, адаптованого до світла. Так, проведені дослідження показали чутливість даного тесту до дефіциту бору в соняшнику [40].

Стрес, викликаний дефіцитом кальцію, можна ідентифікувати за допомогою показника Fv/Fm. Встановлено, що даний показник показує стрес від нестачі Ca у рослинах томатів та яблунях [74].

Стрес, викликаний дефіцитом хлору, можна визначити за допомогою визначення показника ефективності фотосистеми II (Y(II)), ETR, або Fv/Fm. Всі ці показники виявились чутливими до хлорного стресу у рослинах кавунів [88].

Стрес, викликаний дефіцитом кобальту, визначається за допомогою показника ефективності фотосистеми II (Y(II)) [38].

Стрес, викликаний дефіцитом міді, можна визначити за показником ефективності фотосистеми II (Y(II)) [38; 43]. Також ефективним є визначення Fo/Fm за допомогою повільного тесту адаптованого до темряви листка [1]. Дослідженнями підтверджено ефективність визначення стресу за допомогою показника Fv/Fm [5; 66].

Стрес, викликаний дефіцитом заліза, можна визначити за допомогою CCI вимірювача вмісту хлорофілу, який використовується для виявлення хлорозу листя, викликаного дефіцитом сірки

та заліза [18; 19]. Швидкий тест К Step, адаптований до темряви, також є чутливим до дефіциту заліза в сої та кукурудзи [36]. Також нестачу заліза визначають за допомогою тесту ефективності фотосистеми II (Y(II)). Коли втрата хлорофілу перевищує 70%, то нестачу в цьому елементі живлення можна ідентифікувати в буряків цукрових і за різкою зміною показника Fv/Fm [58].

Стрес, викликаний дефіцитом магнію, можна визначити за допомогою тесту PIABS [35].

Стрес, викликаний дефіцитом марганцю, можна визначити за допомогою визначення показника Fv/Fo — швидко-го тесту, адаптованого до темряви [2].

Стрес, викликаний дефіцитом молібдену, можна визначити за допомогою CCI — хлорофілметра [7].

Стрес, викликаний дефіцитом нікелю, можна ідентифікувати, визначаючи ETR, а також ефективність фотосистеми Y(II). А от визначення Fv/Fm не є точним показником ідентифікації стресу від нестачі нікелю [38].

Стрес, викликаний дефіцитом сірки, ідентифікують визначенням показників CCI або SPAD у листі за допомогою хлорофілметра. Це не флуоресцентні параметри хлорофілу, а показники, які визначають зеленість та оптичну щільність листка. Зазвичай ці параметри визначаються за допомогою хлорофілметрів, які використовують для підживлення рослин азотними добривами, таких як сенсори Yara. В той же час флуоресценція хлорофілу не є хорошим показником для ідентифікації стресового стану рослин при дефіциті сірки [5; 19]. Також встановлено, що до дефіциту сірки на рівні голодування рослин чутливий qP тест [5].

Стрес, викликаний дефіцитом цинку, можна визначити за допомогою вимі-



Рис 4. Спектр опромінення синім світлодіодом рослин приладом FLS 10s

рювання вмісту хлорофілу. В той же час вимірювання показників FS в ефективності фотосистеми II (Y(II)), та Fv/Fm не є ефективним для визначення дефіциту цинку [38].

Чутливість до визначення стресу від **алюмінію** в рослинах мають такі показники як Fv/Fo [5; 38; 65], (FP - FI)/FI [5], VJ [38] qP та qN. А от показник Fv/Fm не такий чутливий, як Fv/Fo [5; 38].

Стрес, викликаний **кадмієм**, можна ідентифікувати за допомогою визначення показника qN, який чутливіший до концентрації кадмію, ніж Fv/Fm [38], або ж вимірюванням вмісту хлорофілів F735/F700 [56].

Стрес, викликаний **меркурієм**, ідентифікують за допомогою вимірювання Fv/Fm, qN та J і I в OJIP [5; 32; 33; 38].

Таблиця 1

Показники Fv/Fm та вмісту макроелементів в ґрунті

Культура *	Показник Fv/Fm	N, мг/кг	P, мг/кг
1	0,76	19,5	20,9
2	0,73	19,3	20,2
3	0,79	19,6	20,7
4	0,83	23,5	19,0
5	0,84	23,8	21,5
6	0,82	22,0	20,8
7	0,85	24,5	21,1
8	0,81	20,8	19,7
9 (1)	0,62	12,8	24,7
9 (2)	0,65	13,0	21,0
9 (3)	0,87	25,1	18,8

* див позначення культур рисунок 1

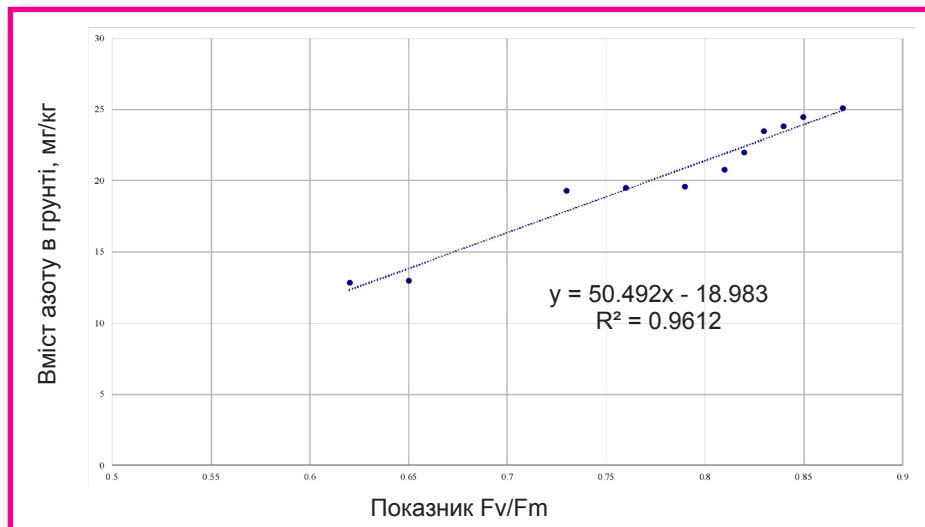


Рис. 5. Залежність між вмістом азоту в ґрунті та станом фотосистеми

Стрес, викликаний **нікелем**, визначається за ETR, а співвідношення Fv/Fm не є хорошим показником стресу рослин [38].

Сольовий стрес неоднаково успішно можна ідентифікувати в рослин С3 і С4. Так, дуже чутливим показником сольового стресу в рису є визначення qN, а от показник Fv/Fm не дозволив досягнути прийнятного рівня точності. Для міскантусу підходить показник Fv/Fm [82]. Дослідження показали ефективність визначення показників qN, qP, Fv/Fm, Y(II) та ETR для ідентифікації сольового стресу в рослин сорго, які належать до рослин С4 [57; 63].

Стрес, викликаний пошкодженням рослин патогенами, можна ідентифікувати різними методами, залежно від типу інфекції [60; 61]. Так, тест NPQ можна застосовувати для визначення іржі на листках вівса й вірусу тютюнової мозаїки в тютюну [48]. Fv/Fm тест може

бути використаний для ідентифікації іржі квасолі, визначення *Penicillium digitatum* [60; 61], ідентифікації біотичного стресу від ушкодження рослин вірусами та визначення стійкості рослин до іржі кукурудзи [24]. За допомогою тесту Fm-Fs/Fm можна ідентифікувати вірус тютюнової мозаїки [64].

Стрес, викликаний пошкодженням листків членистоногими, можна ідентифікувати за даними ефективності PSII (Y(II)) [3; 87]. Стрес від пошкоджень листків спричинений личинками комах, можна ідентифікувати за показниками Fv/Fm [34].

Стрес від присутності на полі бур'янів можна ідентифікувати за допомогою вимірювання вмісту хлорофілу в листках кукурудзи або ж визначення співвідношення хлорофілів F735/F700 [12].

Метою цього дослідження було ви-

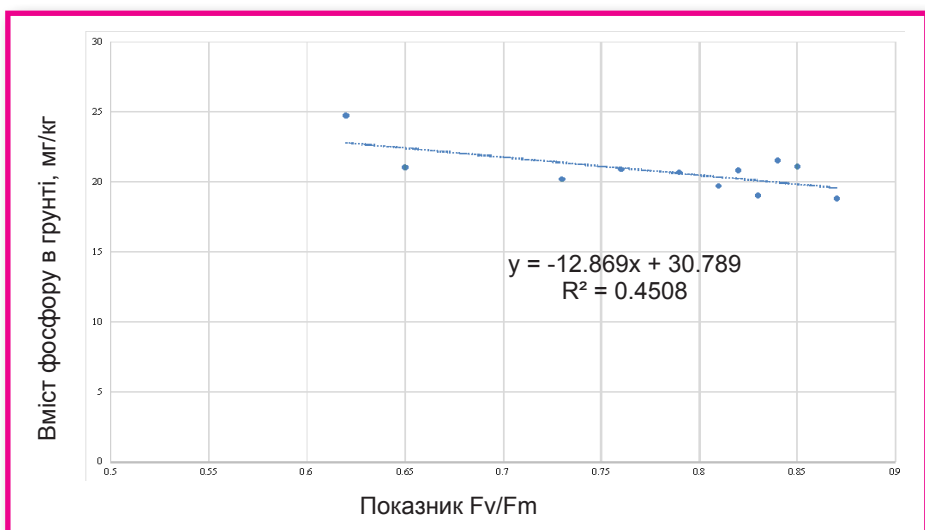


Рис. 6. Залежність між вмістом фосфору в ґрунті та станом фотосистеми

значити можливості фотометра до встановлення рівня забезпеченості біоенергетичних культур.

Методика досліджень. Польові дослідження виконували в умовах зони нестійкого зволоження Правобережного Лісостепу України на дослідному полі Інституту біоенергетичних культур і цукрових буряків НААН України (с. Ксаверівка друга, Київська область) та зони достатнього зволоження на Ялтушківській дослідно-селекційній станції ІБКІЦБ (с. Черешневе, Вінницька область) у 2022–2024 роках.

Ґрунт Дослідного поля ІБКІЦБ — чорнозем глибокий середньосуглинковий на лесовидному суглинку: вміст гумусу — 2,58% (за Тюрнімом), лужногідролізованого азоту — 176 мг/кг ґрунту (за Корнфільдом), рухомих сполук фосфору та калію — 160 і 95 мг/кг ґрунту (за Чиріковим), рНсольове — 6,75, сума ввібраних основ — 305 мг-екв/кг ґрунту, гідролітична кислотність — 9,1 мг-екв/кг. Вміст гумусу та лужногідролізованого азоту середній, вміст рухомого фосфору високий та підвищений вміст калію.

Дослідження з вивчення реакції рослин на вплив елементів живлення та їх доступність рослинам проводили в використанні фотометра FLS10s, розробки Інституту кібернетики НАН України, автор Олександр Вороненко. На відміну від попередніх приладів що розроблялись та вироблялись Інститутом кібернетики дана модель має високу потужність опромінення фотосинтезуючих частин рослин, що дозволяє вийти на новий рівень точності вимірювань, гнучкість інтерфейсу з визначення стану рослин та пов'язану з цим наукову привабливість до використання (рис. 2), а графіки даних отримуваних приладом на посадках біоенергетичних культур зображено на рисунку 3.

Точність фотометрів напряму залежить від якості компонентів використовуваних для його виготовлення. Технологія вимірювань ефекту Каутського та все що з нею пов'язано не потребує додаткової сертифікації або валідації, оскільки в самій процедурі вимірювань закладено протокол корекції похибок. Однак, для проведення вимірювань в культурі *in vitro* буряків цукрових важливо мати достатньо потужне джерело опромінення синього світла, рівномірне за спектром випромінювання. В даному випадку ми проводили додаткові визначення ефективності роботи джерела опромінення фотометра FLS10s зображені на рисунку 4.

Зазвичай джерелом світла для сучасних фотометрів виступає світлодіод, в ширині спектру від 435 до 530 нм включно і чим більше потужність опромінення — тим краще для отримання більш точніших вимірювань стану рослин.

Дослідження вмісту елементів живлення в ґрунті виконували за допомогою Palintest SKW 500 Complete Soil Kit — професійної портативної лабораторії.

Погодні умови за роки досліджень були строкатими, з градацією від надмірного зволоження до посухи, однак такими що дозволили ефективно визначити потенціал продуктивності біомаси біоенергетичних культур.

Експериментальні дослідження проводили згідно методик польового дослідження та спеціальних методик [9, 10, 11].

Результати досліджень. Показник стану фотосистеми та вмісту макроелементів в ґрунті під біоенергетичними рослинами подано в таблиці 1.

Як видно з даних таблиці показник стану фотосистеми Fv/Fm змінюється в межах від 0,62 до 0,85 що загалом відповідає гарному фізіологічному стану рослин. Тобто побічно можна стверджувати про те, що рослини на час проведення вимірювань не піддаються іншими видами стресу.

При порівнянні експериментальних даних ми спостерігаємо й певні залежності зв'язку показника стану фотосистеми Fv/Fm з вмістом в ґрунті елементів живлення. Тому, для більш повного оці-

нювання залежностей проведемо кореляційно-регресійний аналіз результати якого наведені на рисунках 5–6.

Як видно з даних отриманих рівнянь між вмістом азоту в ґрунті та показниками фотосистеми рослин існує пряма дуже сильна кореляційна залежність ($r = 0,98$), а між вмістом фосфору в ґрунті та станом фотосистеми спостерігається зворотна значна кореляційна залежність ($r = -0,67$).

Наявність зворотної кореляції між вмістом фосфору та станом фотосистеми рослин потребує більш глибокого дослідження. Однак, на нашу думку, це викликано тим що в випадку дефіциту азоту рослини не так активно засвоюють фосфор з ґрунту, оскільки дефіцит одного елемента живлення не можна замінити надлишком іншого.

Також рівняння множинної регресії впливу на показник стану фотосистеми Fv/Fm доступності макроелементів в ґрунті набуває наступного вигляду:

$$Fv/Fm = 0,49 + 0,018N - 0,004P$$

Отже, у біоенергетичних культур стан фотосистеми доволі сильно залежить від доступності макроелементів живлення, особливо азоту.

Висновки.

Визначено що розрахунок показни-

ків флюоресценції хлорофілу є швидким і надійним способом ідентифікації широкого спектру видів стресу як у сільськогосподарських культур, так і в біоенергетичних. Однак, важливим питанням точної діагностики стану рослин залишається правильний підбір вимірюваних показників, оскільки широкий спектр параметрів вимірювань потребує додаткової кваліфікації.

Досліджено, що за відсутності стресів у біоенергетичних культур стан фотосистеми доволі сильно (показник Fv/Fm) залежить від доступності рослинами макроелементів живлення, особливо азоту, що є біогенним елементом. При цьому між вмістом азоту в ґрунті та показниками фотосистеми рослин існує пряма дуже сильна кореляційна залежність ($r = 0,98$), а між вмістом фосфору в ґрунті та станом фотосистеми спостерігається зворотна значна кореляційна залежність ($r = -0,67$).

Дослідження з визначення станів біоенергетичних рослин варто продовжити з використанням умов контрольованого клімату, як найбільш точного для виокремлення окремих станів — стресів від нестачі або надлишку факторів впливу (погодних умов, елементів живлення, тощо).

ВИКОРИСТАНА ЛІТЕРАТУРА

1. Adams M., Norvell A., Philpot D. and Peverly J. (2000). Spectral detection of Micronutrient Deficiency in 'Bragg' Soybean. *Agronomy J.*, 92, 261–268.
2. Adams W.W. and Demmig-Adams B. (2004). Chlorophyll Fluorescence as a tool to Monitor Plant Response to the Environment. From Chapter 22, "Chlorophyll a Fluorescence a Signature of Photosynthesis", edited by George Papageorgiou and Govindjee, published by Springer 2004, PO Box 17, 3300 AA Dordrecht, The Netherlands, 598–599.
3. Aldea M., Hamilton J., Joseph P., Resti J., Zangerl A., Berenbaum M., Frank T. and DeLucia E. (2006). Comparison of photosynthetic damage from arthropod herbivory and pathogen infection in understory hardwood saplings. *Oecologia*, 149(2), 221–232.
4. Arrobias M., Aguiar P. and Rodrigues M. A. (2016). A comparison of a pasture ley with a maize monoculture on the soil fertility and nutrient release in the succeeding crop. *Journal Archives of Agronomy and Soil Science*, 62(6).
5. Baker N.R., Rosenquist E. (2004). Applications of chlorophyll fluorescence can improve crop production strategies: an examination of future possibilities. *Journal of Experimental Botany*, 55(403), 1607–1621.
6. Baker N.R. (2008). Chlorophyll Fluorescence: A Probe of Photosynthesis In Vivo. *Annu. Rev. Plant Biol.*, 59, 89–113.
7. Biscaro G.A., Goulart S. A.R., Soratto R. P., Freitas N. A.F., Motomiya A. V.A. and Filho G. C.C. (2009). Molybdenum applied to seeds and side dressing nitrogen on irrigated common bean in cerrado soil. *Ciência e Agrotecnologia*, 33(5) <http://dx.doi.org/10.1590/S1413-70542009000500012> CIÊNCIAS AGRÁRIAS
8. Burke J. (2007). Evaluation of Source Leaf Responses to Water-Deficit Stresses in Cotton Using a Novel Stress Bioassay. *Plant Physiology*, 143, 108–121.
9. Burke J., Franks C. D. Burow G. and Xin, Z. (2010). Selection system for the Stay-Green Drought Tolerance Trait in Sorghum Germplasm. *Agronomy Journal*, 102, 1118–1122.
10. Buschmann C. (2007). Variability and application of the chlorophyll fluorescence emission ratio red/far-red of leaves. *Photosynthesis Res.*, 92, 261–271.
11. Buschmann C. (2008). Recommended taking multiple measurements per leaf to find potential infection locations as a substitute for fluorescence leaf imaging. *Botanik 2*, Universität Karlsruhe (TH), 76128 Karlsruhe (Germany).
12. Butts T., Miller J. J., Pruitt D. J., Vieira B. C., Oliveira M. C., Ramirez II.S. and Lindquist J. L. (2017). Light Quality Effect on Corn Growth

as Influenced by Weed Species and Nitrogen Rate. *Journal of Agricultural Science Home*, 9(1).

13. Cavender-Bares J. and Fakhri A. (2004). From Leaves to Ecosystem: Using Chlorophyll A to Assess Photosynthesis and Plant Function in Ecological Studies. From Chapter 29, "Chlorophyll a Fluorescence a Signature of Photosynthesis", edited by George Papageorgiou and Govindjee, published by Springer 2004, PO Box 17, 3300 AA Dordrecht, The Netherlands, pp. 746–747.
14. Cazzaniga S., Osto L. D., Kong S-G., Wada M. and Bassi R. (2013). Interaction between avoidance of photon absorption, excess energy dissipation and zeaxanthin synthesis against photooxidative stress in Arabidopsis. *The Plant Journal*, 76(4), 568–579. DOI: 10.1111/tpj.12314
15. Cerovic Z., Sampson G., Morales F., Tremblay N. and Moya I. (1999). Ultraviolet-induced fluorescence for plant monitoring: present state and prospects. *Agronomie*, 19, 543–578.
16. Cerovic Z., Goulas Y., Gorbunov M., Britantais J-M., Camenen L. and Moya I. (1996). Fluorescence of water stress in plants. Diurnal changes of mean lifetime and yield of chlorophyll fluorescence, measured simultaneously at distance with a Lidar and modified PAM-fluorometer, in maize, sugar beet and Kalanchoe. *Remote Sens Environment*, 58, 311–321
17. Cheng L., Fuchigami L. and Breen P. (2001). The relationship between photosystem II efficiency and quantum yield for CO₂ assimilation is not affected by nitrogen content in apple leaves. *Journal of Experimental Botany*, 52(362), 1865–1872
18. Christensen M., Teicher H. and Streibig J. (2003). Linking fluorescence induction curve and biomass in herbicide screening. *Pest Manag. Sci.*, 59, 1303–1310.
19. Christensen R.C., Hopkins B. G., Jolley V. D., Olson K. M., Haskell C. M., Chariton N. J. and Webb B. L. (2012). Elemental sulfur impregnated with iron as a fertilizer source for Kentucky bluegrass. *Journal of Plant Nutrition*. 1878–1895. doi: 10.1080/01904167.2012.706684
20. Clark M.J. and Zheng Y. (2017). Effect of Top-dressed Controlled-release Fertilizer Rates on Nursery Crop Quality and Growth and Growing Substrate Nutrient Status in the Niagara Region, Ontario, Canada. *HortScience*, 52(1), 167–173. doi: 10.21273/HORTSCI11309-16
21. D'Attilio D. (2014). Optimizing nitrogen fertilization practices under intensive vineyard cover cropping floor management systems. Virginia Tech, <https://vtechworks.lib.vt.edu/handle/10919/5661>
22. da Silva J. A. and Arrabaca M.C. (2004). Photosynthesis in the water-stressed C4 grass *Setaria sphacelata* is mainly limited by stomata

with both rapidly and slowly imposed water deficits. *Physiologia Plantarum*, 121(3), 409–420. doi: 10.1111/j.1365-3054.2004.00328.x

23. Dall'Osto L., Cazzaniga S., Wada M. and Bassi R. (2014). On the origin of a slowly reversible fluorescence decay component in the Arabidopsis npq4 mutant. *Phil. Trans. R. Soc.*, 2(25), 369.

24. Duraes F., Gama E., Magalhaes P., Marriel I., Casela C., Oliveira A., Luchiar A. and Shanahan J. (2001). The usefulness of chlorophyll fluorescence in screening for disease resistance, water stress tolerance, aluminum toxicity tolerance, and N use efficiency in Maize. Seventh Eastern and Southern Africa Regional Maize Conference 11th — 15th February, 2001. pp. 356–360.

25. Earl H. and Said Ennahli S. (2004). Estimating photosynthetic electron transport via chlorophyll fluorometry without Photosystem II light saturation. *Photosynthesis Research*, 82, 177–186.

26. Flexas J., Briantais M. J., Cerovic Z., Medrano H. and Moya I. (2000). Steady-state and maximum chlorophyll fluorescence responses to water stress in grape vine leaves: A new remote sensing system. *Remote Sensing Environment*, 73, 283–270.

27. Flexas J., Escalona J. M. and Medrano H. (1999). Water stress induces different levels of photosynthesis and electron transport rate regulation in grapevines. *Plant, Cell & Environment*, 22(1), 39–48.

28. Flexas J., Escalona J. M., Evain S., Gullas J., Moya I., Osmond C. B. and Medrano H. (2002). Steady-state chlorophyll fluorescence (Fs) measurements as a tool to follow variations of net CO₂ assimilation and stomatal conductance during water-stress in C3 plants. *Physiologia Plantarum*, 114(2), 231–240.

29. Fonteyne S., Lootens P. and Reheul D. (2017). Evaluation of chilling and frost stress tolerance in miscanthus: from winter survival and early-season growth to final biomass yield. *Gent: UGent*.

30. Fryer M. J., Andrews J. R., Oxborough K., Blowers D. A. and Baker N. E. (1998). Relationship between CO₂ Assimilation, Photosynthetic Electron Transport, and Active O₂ Metabolism in Leaves of Maize in the Field during Periods of Low Temperature. *Plant Physiol*, 116, 571–580.

31. Gitelson A. A., Buschmann C. and Lichtenthaler H. K. (1999). The Chlorophyll Fluorescence Ratio F735/F700 as an Accurate Measure of Chlorophyll Content in Plants. *Remote Sens. Environ.*, 69, 296–302.

32. Haldimann P. and Feller U. (2004). Inhibition of photosynthesis by high temperature in oak (*Quercus pubescens* L.) leaves grown under natural conditions closely correlates with a reversible heat dependent reduction of the activation state of ribulose-1,5-bisphosphate carboxylase/oxygenase. *Plant, Cell & Environment*, 27, 1169–1183. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.2004.01222.x>

33. Haldimann P. and Tsimilli-Michael M. (2002). Mercury inhibits the non-photochemical reduction of plastoquinone by exogenous NADPH and NADH: evidence from measurements of the polyphasic chlorophyll a fluorescence rise in spinach chloroplasts. *Photosynth Res*, 74(1), 37–50. doi: 10.1023/A:1020884500821.

34. Hall DE., Macgregor K. B., Nijse J. and Bown AW. (2004). Footsteps from insect larvae damage leaf surfaces and initiate rapid responses. *European Journal of Plant Pathology*, 110(4), 441–447.

35. Hermans C., Johnson G. N., Strasser R. J. and Verbruggen N. (2004). Physiological characterization of magnesium deficiency in sugar beet: acclimation to low magnesium differentially affects photosystems I and II. *Planta*, 220, 344–355.

36. Jiang C-D., Gao H-Y. and Zou Q. (2006). Changes of Donor and Acceptor Side in Photosystem 2 Complex Induced by Iron Deficiency in Attached Soybean and Maize Leaves. *Photosynthetica*, 41(2), 267–271.

37. Jones G. B., Alpuerto J. B., Tracy B. F. and Fukao T. (2017). Physiological Effect of Cutting Height and High Temperature on Regrowth Vigor in Orchard grass. *Front. Plant Sci.*, 19(8). <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.00805>

38. Joshi M. K. and Mohanty P. (2004). Chlorophyll a fluorescence as a probe of heavy metal ion toxicity in plants. In: Papageorgiou G. C. (eds.): *Chlorophyll Fluorescence: A Signature of Photosynthesis Advances in Photosynthesis and Respiration*. Springer, Dordrecht: pp. 637–661.

39. Kan C-C., Chung T-Y., Juo Y-A. and Hsieh M-H. (2015). Glutamine rapidly induces the expression of key transcription factor genes involved in nitrogen and stress responses in rice roots. *Kan et al. BMC Genomics*, 16:731 doi: 10.1186/s12864-015-1892-7

40. Kastori R., Plesnicar M., Pankovic D. and Sakac, Z. (1995). Photosynthesis, chlorophyll fluorescence and soluble carbohydrates in sunflower leaves as affected by boron deficiency. *Journal of plant nutrition*, 18(9).

41. Kim Y., Seo C-W., Khan A.L., Mun K.B-G., Shahzad R., Ko J-W., Yun B-W. and In-Jung Lee I-J. (2018). Ethylene mitigates waterlogging stress by regulating glutathione. *bioRxiv*. doi: <https://doi.org/10.1101/252312>

42. Kramer D.M., Johnson G., Kilaros O. and Edwards G. (2004). New fluorescence parameters for determination of QA redox state and excitation energy fluxes. *Photosynthesis Research*, 79, 209–218.

43. Lanaras T., Moustakas M., Symeonidis L., Diamantoglou S. and Karatagliis S. (1993). Plant metal content, growth responses and some

photosynthetic measurements on field — cultivated wheat growing on ore bodies enriched in Cu. *Physiol. Plant*, 88, 307–314.

44. Lazarević B., Poljak M., Čosić T., Horvat T. and Karažija T. (2014). Evaluation of Soil and Plant Nitrogen Tests in Potato (*Solanum tuberosum* L.) Production. *Agriculturae Conspectus Scientificus*, 79(1), <https://hrcaak.srce.hr/120759>

45. Lichtenthaler H.K. and Babani F. (2004). Light Adaption and Senescence of the Photosynthetic Apparatus. Changes in Pigment Composition, Chlorophyll Fluorescence Parameters and Photosynthetic Activity. From Chapter 28, "Chlorophyll a Fluorescence a Signature of Photosynthesis", edited by George Papageorgiou and Govindjee, published by Springer 2004, PO Box 17, 3300 AA Dordrecht, The Netherlands.

46. Lichtenthaler H.K. and Burkart S. (1999). Photosynthesis and high light stress. *Bulg. J. Plant Physiol.*, 25(3–4), 3–16

47. Linn A.v.I., Zeller A.v.K., Pfündel E. E. and Gerhards R. (2021). Features and applications of a field imaging chlorophyll fluorometer to measure stress in agricultural plants. *Precision Agric* 22, 947–963. <https://doi.org/10.1007/s11119-020-09767-7>

48. Lohaus G., Heldt H. and Osmond C. B. (2000). Infection with phloem limited Abutilon mosaic virus causes localized carbohydrate accumulation in leaves of *Abutilon striatum*: Relationships to symptom development and effects on chlorophyll fluorescence quenching during photosynthetic induction. *Plant Bioll.*, 2, 161–167.

49. Loriaux S.D., Burns R. A., Welles J. M., McDermitt D.K. and Genty B. (2006). Determination of maximal chlorophyll fluorescence using a multiphase single flash of sub-saturating intensity. Abstract No.P13011. August, 2006. American Society of Plant Biologists Annual Meetings, Boston, MA.

50. MacIntyre H.L., Sharkey T. D. and Geider R. (1997). Activation and deactivation of ribulose-1,5-bisphosphate carboxylase/oxygenase (Rubisco) in three marine microalgae. *Photosynthesis Research*, 51, 93–106.

51. MacIntyre H.L. and Geider R. J. (1996). Regulation of Rubisco activity and its potential effect on photosynthesis during mixing in a turbid estuary. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 144, 247–264.

52. MacIntyre H.L., Geider R. J. and McKay R.M. (1996). Photosynthesis and regulation of Rubisco activity in net phytoplankton from Delaware Bay. *J. Phycol.*, 32, 718–732.

53. Major J.E., Mosseler A. and Malcolm J. W. (2023). Chlorophyll pigment and leaf macronutrient trait variation of four *Salix* species in elevated CO₂, under soil moisture stress and fertilization treatments. *Forests*, 14, 42. <https://doi.org/10.3390/f14010042>

54. Malinská H., Pidlisnyuk V., Nebeská D., Erol A., Medžová A. and Trögl J. (2020). Physiological response of *Miscanthus x giganteus* to plant growth regulators in nutritionally poor soil. *Plants*, 9(2): E194. DOI: 10.3390/plants9020194

55. Marsh B.H. (2014). Use of Chlorophyll Meters to Assess In-Season Wheat Nitrogen Fertilizer Requirements in the Southern San Joaquin Valley World Academy of Science, Engineering and Technology. *International Journal of Biological, Biomolecular, Agricultural, Food and Biotechnological Engineering*, 8(10).

56. Martos S., Gallego B., Sáez L., López-Alvarado J., Cabot C. and Poschenrieder C. (2016). Characterization of zinc and cadmium hyperaccumulation in three *Noccaea* (Brassicaceae) populations from non-metaliferous sites in the eastern Pyrenees. *Frontiers of Plant Science*, 7(128), doi:10.3389/fpls.2016.00128

57. Moradi F. and Ismail A. (2007). Responses of Photosynthesis, Chlorophyll Fluorescence and ROS-Scavenging Systems to Salt Stress During Seedling and Reproductive Stages in Rice. *Annals of Botany*, 99(6), 1161–1173

58. Moriles J., Hansen S., Horvath D. P., Reicks G., Clay D. E. and Clay S. A., (2012). Microarray and Growth Analyses Identify Differences and Similarities of Early Corn Response to Weeds, Shade, and Nitrogen Stress. *Weed Science of America*, 60(2), 158–166.

59. Muller P., Xiao-Ping L. and Niyogi K. (2001). Non-Photochemical Quenching. A Response to Excess Light Energy. *Plant Physiology*, 125, 1558–1556.

60. Nedbal L. and Whitmarsh J. (2004). Chlorophyll Fluorescence Imaging of Leaves and Fruits From Chapter 14, "Chlorophyll a Fluorescence a Signature of Photosynthesis", edited by George Papageorgiou and Govindjee, published by Springer 2004, PO Box 17, 3300 AA Dordrecht, The Netherlands, pp. 389–407.

61. Nedbal L., Soukupova J., Whitmarsh J. and Trilek M. (2000). Post harvest imaging of chlorophyll fluorescence from lemons can be used to predict fruit quality. *Photosynthetica*, 38, 571–579.

62. Negash L., Kim H.-Y. and Choi H.-L. (2019). Emerging UAV Applications in Agriculture, » 2019 7th International Conference on Robot Intelligence Technology and Applications (RITA), Daejeon, Korea (South), pp. 254–257, doi: 10.1109/RITAPP.2019.8932853.

63. Netondo G., Onyango J. and Beck E. (2004). Sorghum and Salinity I. Response of Growth, Water Relations, and Ion Accumulation to NaCl Salinity. *Crop Science*, 44, 797–805.

64. Osmond C.B., Daley P., Badger M. and Lüttge U. (1998). Chlorophyll fluorescence quenching during photosynthetic induction in leaves of *Abutilon stratum* Dicks. Infected with *Abutilon mosaic virus*, observed with a field-portable imaging system. *Botanica Acta*, 111, 390–397.
65. Pereira W.E., Siqueira D. L., Martinez C.A. and Puiatti M. (2000). Gas exchange and chlorophyll fluorescence in four citrus root stocks under aluminum stress. *J. Plant Physiol.*, 157, 513–520.
66. Popovic R., Dewez D. and Juneau P. (2003). Applications of Chlorophyll Fluorescence in Ecotoxicology: Heavy Metals, Herbicides, and Air Pollutants. *Practical Applications of Chlorophyll Fluorescence in Plant Biology*. pp 151–184.
67. Ralph P.J. and Gademann R. (2005). Rapid light curves: A powerful tool to assess photosynthetic activity. *Aquatic Botany*, 82, 222–237.
68. Rambo L., Ma B.-L., Xiong Y. and Regis Ferreira da Silva P. (2010). Leaf and canopy optical characteristics as crop-N-status indicators for field nitrogen management in corn. *Z. Pflanzenernähr. Bodenk.*, 173: 434–443. <https://doi.org/10.1002/jpln.200900022>
69. Rascher U. (2000). Evaluation of instant light-response curves of chlorophyll fluorescence parameters obtained with a portable chlorophyll fluorometer on site in the field U. Rascher, M. Liebig & U. Lüttge *Plant, Cell and Environment*, 23, 1397–1405.
70. Repo T., Launiainen S., Lehto T., Sutinen S., Ruhanen H., Heiskanen J., Laurén A., Silvennoinen R., Vapaavuori E. and Finér L. (2016). The responses of Scots pine seedlings to waterlogging during the growing season. *Canadian Journal of Forest Research*, 46(12), 1439–1450. <https://doi.org/10.1139/cjfr-2015-0447>
71. Ripley B.S., Redfern S. P. and Dames J. (2004). Quantification of photosynthetic performance of phosphorus –deficient Sorghum by means of chlorophyll-a fluorescence kinetics. *South African Journal of Science*, 100, 615–618.
72. Saberion M.M. and Soom M. A.M. (2014). A Review of Optical Methods for Assessing Nitrogen Contents during Rice Growth. *American Society of Agricultural and Biological Engineer*. <https://elibrary.asabe.org/abstract.asp?aid=45074>
73. Scordia D., Papazoglou E. G., Kotoula D., Sanz M., Ciria C. S., Pérez J., Maliarenko O., Prisyazhniuk O., Cossel M., Greiner B. E., Lazdina D., Makovskis K., Lamy I., Ciadamidaro L., Petit-dit-Grezeriat L., Corinzia S. A., Fernando A. L., Alexopoulou E. and Cosentino S. L. (2022). Towards identifying industrial crop types and associated agronomies to improve biomass production from marginal lands in Europe. *GCB Bioenergy*. 00:1–25. DOI: 10.1111/gcbb.12935
74. Schmidts-Eiberger M., Haefs R. and Noga G. (2002). Enhancing biological efficacy and rain fastness of foliar applied calcium chloride solutions by addition of rapeseed oil surfactants. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 165(5), 634–639.
75. Sinfield J.V., Fagerman D. and Colic O. (2010). Evaluation of sensing technologies for on-the-go detection of macro-nutrients in cultivated soils. *Comput. Electron. Agric.* 70, 1–18.
76. Stark Z., Niemyska B., Bogdan J. and Tawalbeh R. N. (2000). Response of Tomato Plants to Chilling Stress in Association with Nutrient or Phosphorus Starvation. *Plant Soil*, 226, 99–106.
77. Steinhoff-Wrzesniewska A., Dabrowski P. Paszkiewicz-Jasińska A., Wróbel B., Strzelczyk M., Helis M. and Kalaji M. H. (2022). Studying the physiological reactions of C4 grasses in order to select them for cultivation on marginal lands. *Sustainability*, 14, 4512. doi.org/10.3390/su14084512
78. Strasser R.J., Tsimilli-Michael M. and Srivastava A. (2004). Analysis of Chlorophyll a Fluorescence Transient. From Chapter 12, "Chlorophyll a Fluorescence a Signature of Photosynthesis", edited by George Papageorgiou and Govindjee, published by Springer 2004, PO Box 17, 3300 AA Dordrecht, The Netherlands, page 340.
79. Tang Y., Wen X., Lu Q., Yang Z., Cheng Z. and Lu C. (2007). Heat stress induces an aggregation of the light-harvesting complex of photosystem II in spinach plants. *Plant Physiology*, 143, 629–638.
80. Templer S.E., Ammon A., Pscheidt D., Ciobotea O., Schuy C., McCollum C., Sonnewald U., Hanemann A., Förster J., Ordon F., von Korff M. and Voll L. M. (2017). Metabolite profiling of barley flag leaves under drought and combined heat and drought stress reveals metabolic QTLs for metabolites associated with antioxidant defense. *Journal of Experimental Botany*, 68(7), 1697–1713. [doi:10.1093/jxb/erx038](https://doi.org/10.1093/jxb/erx038)
81. Thach L.B., Shapcott A., Schmidt S. and Critchley C. (2007). The OJIP fast fluorescence rise characterizes *Graptophyllum* species and their stress responses. *Photosynth. Res.*, 94, 423–436.
82. Tomaškin J., Tomaškinová J. and Theuma H. (2021). Chlorophyll fluorescence as a criterion for the diagnosis of abiotic environmental stress of *Miscanthus x giganteus* hybrid. *Pol. J. Environ. Stud.*, 30(4), 3269–3276. <https://doi.org/10.15244/pjoes/126874>
83. Torres-Dorante L., Paredes-Melesio R., Link A. and Lammel J. (2015). A methodology to develop algorithms that predict nitrogen fertilizer needs in maize based on chlorophyll measurements: a case study in Central Mexico. *The Journal of Agricultural Science*, 154(4), 705–719, [doi: https://doi.org/10.1017/S002185961500074X](https://doi.org/10.1017/S002185961500074X)
84. Van Heerden P. D.R., De Beer M., Mellet D. J., Maphike H. S. and Foit W. (2007). Growth media effects on shoot physiology, nodule numbers and symbiotic nitrogen fixation in soybean. *South African Journal of Botany*, 73(4), 600–605. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2007.05.009>
85. Vredenberg W. (2011). Kinetic analyses and mathematical modeling of primary photochemical and photoelectrochemical processes in plant photosystems. *BioSystems*, 103, 138–151.
86. Weng X.-Y., Zheng C.-J., Xu H.-X. and Sun J.-Y. (2008). Characteristics of photosynthesis and functions of the water-water cycle in rice (*Oryza sativa*) leaves in response to potassium deficiency. *Physiologia Plantarum*, 131(4), 614–621.
87. Zangerl A.R., Hamilton J. G., Miller T. J., Crofts A. R., Oxborough K., Berenbaum M. R. and de Lucia E. H. (2002). Impact of folivory on photosynthesis is greater than the sum of its holes. *Proc. Natl. Acad. Sci.*, 99, 1088–1091.
88. Zhang Z., Wang L., Huang S., Xing L. and Wang L. (2010). Effect of cl- stress on photosynthetic, chlorophyll fluorescence characters and chloroplast ultra-structure of watermelon seedlings. [doi: 10.17660/ActaHortic.2010.871.51](https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2010.871.51)
89. Živčák M., Brestič M., Olšovská K. and Slamka P. (2008). Performance index as a sensitive indicator of water stress in *Triticum aestivum*. *Plant Soil Environ.*, 54(4): 133–139.

АНОТАЦІЯ

УДК: 633.9:631.54

ЗАСТОСУВАННЯ СПЕКТРОФОТОМЕТРІВ ДЛЯ ВИЗНАЧЕННЯ СТАНУ БІОЕНЕРГЕТИЧНИХ КУЛЬТУР

ПРИСЯЖНИК О. І., МАЛЯРЕНКО О.А., КОНОНИК Н. О., ЧЕРНЯК М.О., ГОНЧАРУК О. М., МУСІЧ В.В.

Мета. Визначити можливість фотометра до встановлення рівня забезпеченості біоенергетичних культур. **Методи.** Польові дослідження виконували в умовах зони нестійкого зволоження Правобережного Лісостепу України на дослідному полі Інституту біоенергетичних культур і цукрових буряків НААН України (с. Ксаверівка друга, Київська область) у 2022–2024 роках. **Результати.** Визначено що розрахунок показників флюоресценції хлорофілу є швидким і надійним способом ідентифікації широкого спектру видів стресу як у сільськогосподарських культур, так і в біоенергетичних. Однак, важливим питанням точної діагностики стану рослин залишається правильний підбір вимірюваних показників, оскільки широкий спектр параметрів вимірювань потребує додаткової кваліфікації. Досліджено, що за відсутності стресів у біоенергетичних культур стан фотосистеми доволі сильно (показник Fv/Fm) залежить від доступності рослинами макроелементів живлення, особливо азоту, що є біогенним елементом. При цьому між вмістом азоту в ґрунті та показниками фотосистеми рослин існує пряма дуже сильна кореляційна залежність ($r = 0,98$), а між вмістом фосфору в ґрунті та станом фотосистеми спостерігається зворотна значна кореляційна залежність ($r = -0,67$). Дослідження з визначення станів біоенергетичних рослин варто продовжити з використанням умов контрольованого клімату, як найбільш точного для виокремлення окремих станів — стресів від нестачі або надлишку факторів впливу (погодних умов, елементів живлення, тощо).

Ключові слова: біопаливо, міскантус гігантський, просо прутуподібне, тополя чорна, верба

ABSTRACT

UDC: 633.9:631.54

APPLICATION OF SPECTROPHOTOMETERS FOR DETERMINING THE CONDITION OF BIOENERGY CROPS

O. Prisyazhniuk, O. Maliarenko, N. Kononiuk, M. Cherniak, O. Honcharuk, V. Musich,

Purpose. To assess the potential of spectrophotometers for determining the nutrient status of bioenergy crops. **Methods.** Field research was conducted under conditions of unstable moisture in the Right-Bank Forest-Steppe zone of Ukraine at the experimental field of the Institute of Bioenergy Crops and Sugar Beet of the National Academy of Agrarian Sciences of Ukraine (Ksaverivka Druha village, Kyiv region) during 2022–2024. **Results.** It was determined that calculating chlorophyll fluorescence indicators is a fast and reliable method for identifying a wide range of stress conditions in both agricultural and bioenergy crops. However, accurate diagnosis of plant condition depends heavily on the proper selection of measurable indicators, as the broad range of parameters requires additional expertise. The study showed that in the absence of stress factors, the condition of the photosystem in bioenergy crops (as indicated by Fv/Fm) strongly depends on the availability of macronutrients, especially nitrogen, which is a key biogenic element. A very strong positive correlation was found between soil nitrogen content and photosystem parameters ($r = 0.98$), while a significant inverse correlation was observed between phosphorus content in the soil and the photosystem condition ($r = -0.67$). Further research on assessing the condition of bioenergy crops is recommended under controlled climate conditions, which provide the most accurate environment for isolating specific stress factors such as nutrient deficiency or excess, and climatic influences.

Keywords: biofuel, giant miscanthus, switchgrass, black poplar, willow