

Rapport de l'Université de Lettonie — version anglaise

Version anglaise complémentaire du rapport fourni de l'Université de Lettonie pour faciliter la lecture.

Texte intégral et tableaux dans la langue sélectionnée. Traduction automatique avec contrôle terminologique et numérique ; traduction non certifiée. Les affirmations des auteurs, y compris celles qui sont contestées, sont conservées. Les notes éditoriales sont séparées.

Note éditoriale

Utiliser le rapport original et son complément ensemble; aucun des deux n'établit une allégation générale de performance. Une valeur inférieure à la limite de détection ou de quantification ne prouve pas l'absence d'une substance. Les affirmations du rapport sur les métaux lourds doivent être lues avec les valeurs mesurées, les unités et les limites figurant dans les tableaux.

[NanoImport — Note éditoriale ↗](#)

Commanditaire : SIA JIKO Ent

Entrepreneur: Lauris Arbidans, adjoint de recherche

Faculté des sciences exactes et des technologies, Département des sciences de l'environnement, Université de Lettonie

Adresse: Jelgavas iela 1, LV-1004, Riga

Rapport

Évaluation chimique d'un biostimulant à base de tourbe et de champignons dans le cadre du bon LIAA no. 9.2-29-V-2025/64

Riga, 2026

Tâches de travail

Effectuer une caractérisation physico-chimique et agronomique complète d'un biostimulant de tourbe et de champignons, commandé par SIA JIKO Ent dans le cadre du bon LIAA no. 9.2-29-V-2025/64. La caractérisation comprend:

Des essais de germination sur trois (3) cultures (pois, blé dur, avoine), évaluant l'efficacité du biostimulant à différentes concentrations;

Évaluation de l'effet du biostimulant sur la germination lors de l'application d'un traitement de gravure des semences;

Détermination de la teneur en acides humiques et en acides fulviques du produit par des méthodes spectrophotométriques et COT;

Détermination de la teneur en protéines, glucides et chitine pour caractériser le profil des composants bioactifs dans le biostimulant;

a) Détermination quantitative des micro- et macroéléments au moyen du PIC-SO et de la méthode de Kjeldahl;

Caractérisation physico-chimique des acides humiques par spectroscopie FTIR, UV-Vis et FLR 3D-EEM.

Matériaux et méthodes

Échantillon

En août 2025, le biostimulant a été livré dans un bidon de 5 L, étiqueté SK-04-S01-N.

Isolat de chitine

100 mL de biostimulant ont été centrifugés pendant 30 minutes à 4500 tr/min. Après centrifugation, le résidu solide a été collecté, remis en suspension dans 0,1 M de NaOH et agité pendant 60 minutes. L'échantillon a ensuite été centrifugé à nouveau à 4500 tr/min pendant 30 minutes. Le processus a été répété 3 fois jusqu'à ce que la présence de substances humiques dans l'échantillon n'ait plus été détectée. Le résidu solide a été lavé avec de l'eau désionisée à pH < 9. Ensuite, 1 M de NaOH a été ajouté et, en remuant, l'échantillon a été chauffé à 70 °C pendant 2 heures et centrifugé. Le résidu solide a été rincé avec de l'eau désionisée à pH neutre, puis 0,5 M HCl a été ajouté et l'échantillon a été centrifugé à nouveau. L'échantillon a été rincé à pH neutre avec de l'eau désionisée, puis 1% de NaClO a été ajouté et mélangé à température ambiante pendant 60 minutes. Après cela, l'échantillon a été lavé avec de l'éthanol à 70% et séché pendant 3 heures dans un four de séchage à 40 °C.

Extraction des acides humiques

200 mL de biostimulant ont été filtrés à travers du papier filtre. Après filtration, la solution a été centrifugée dans une centrifugeuse de laboratoire à 4500 tr/min. Après centrifugation, la solution a été acidifiée avec du HCl à pH < 1, filtrée et les acides humiques précipités ont été lavés avec une solution de CaCl₂ à 0,1 M. Ensuite, ils ont été lavés avec de l'eau désionisée à pH neutre et séchés dans un four de séchage pendant 2 heures à 105 °C.

Détermination quantitative des acides fulviques et humiques

Le biostimulant a été centrifugé à 4500 tr/min et la fraction liquide a été collectée. L'échantillon a été dilué 50 fois et mesuré par spectrophotométrie à 410 nm. La concentration a été calculée à partir d'une courbe d'étalonnage obtenue à partir des acides humiques extraits. Après l'extraction

des acides humiques, la solution d'acide fulvique séparée du biostimulant a été collectée séparément, diluée 10 fois et mesurée par spectrophotométrie à 410 nm en utilisant un étalon d'acide fulvic comme référence.

À l'aide d'une pipette automatique de 1000 µL, 500 µL de solution biostimulante ont été transférés quantitativement dans un flacon volumétrique de 100 mL. Dans un flacon volumétrique séparé de 100 mL, 500 µL de la solution d'acide fulvique séparée ont été transférés et dilués à la marque avec de l'eau désionisée. Les solutions diluées ont été analysées avec un analyseur de carbone organique total (Shimadzu TOC-V CSN) et les résultats ont été exprimés en milligrammes de carbone organique (COT) par litre de biostimulant.

Spectres d'absorption moléculaire UV-Vis

20 mg d'acide humique extrait et purifié ont été pesés sur des balances analytiques, transférés quantitativement dans un flacon volumétrique de 1 L et dissous dans une solution de NaHCO_3 de 0,5 M. Les solutions ont été mesurées dans une cuvette de quartz de 1 cm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-VIS UV-1800 dans la gamme 220-700 nm avec un pas de 1 nm. Pour la caractérisation des acides humiques, les rapports d'absorbance aux longueurs d'onde de 254 nm (E2), 365 nm (E3), 465 nm (E4) et 665 nm (E6) ont été utilisés et exprimés comme E2/E3, E2/E4, E2/E6 et E4/E6.

Spectroscopie FTIR

Avant l'analyse, le KBr a été séché pendant 2 heures à 105 °C. Ensuite, 200 mg ont été pesés, 2 mg d'acide humique ont été ajoutés et mélangés. Le mélange a été pressé en granule et mesuré avec un spectromètre FTIR (Shimadzu IR-Tracer 100). Les mesures ont été effectuées dans la gamme 4000–400 cm^{-1} avec une résolution de 8 cm^{-1} et 16 balayages.

Matrices d'excitation/d'émission 3D en fluorescence (FLR 3D-EEM)

Les matrices FLR 3D-EEM ont été obtenues à l'aide d'un spectrophotomètre à fluorescence HORIBA Jobin Yvon Aqualog. Des solutions ont été préparées dans 0,5 M de NaHCO_3 à une concentration de 20 mg/L. Les échantillons ont été mesurés dans des cuvettes de quartz de 1 cm sans côtés rectifiés. Longueurs d'onde d'excitation: 240-600 nm; Longueurs d'onde d'émission: 260-620 nm. Taille d'étape: 3 nm. Après les mesures, la diffusion de Rayleigh du premier ordre a été masquée. Les données spectrales de fluorescence ont été traitées et visualisées à l'aide des bibliothèques RStudio (version 2024.12.1.563) et R (version 4.5.0) readxl, dplyr, akima et ggplot2. Les données ont été interpolées en utilisant une méthode linéaire bidimensionnelle (akima::interp) en fonction des longueurs d'onde d'excitation et d'émission.

Analyse des glucides totaux

Pour l'analyse, 1 mL d'échantillon a été transféré dans un tube à essai en verre, 1 mL de solution de phénol à 5% a été ajouté, et l'échantillon a fait l'objet d'une incubation pendant 10 minutes. Puis 4 mL de H_2SO_4 concentré a été ajouté, incubé pendant 20 minutes, et mesuré par spectrophotométrie à 490 nm. Les échantillons ont été mesurés en 3 répétitions en utilisant le glucose comme étalon.

Analyse des microéléments

Environ 5 mL de biostimulant ont été pesés dans des récipients en PTFE, séchés à sec, et 10 mL de HNO₃ concentré ont été ajoutés. Les récipients ont été placés dans des supports résistants à la pression, scellés, et la digestion humide a été effectuée à l'aide d'un système de digestion par micro-ondes (Milestone Ethos EASY). L'échantillon a été chauffé pendant 15 minutes à 200 °C à une puissance maximale de 1 800 W, maintenu pendant 15 minutes supplémentaires et refroidi à température ambiante après digestion. L'échantillon a été transféré quantitativement dans un tube en polypropylène de 50 mL et dilué à 50 mL à l'aide d'eau désionisée (0,055 µS/cm). Les échantillons ont été préparés en 2 répétitions.

Avant l'analyse, l'échantillon a été dilué 10 fois et analysé à l'aide d'un spectromètre d'émission optique à plasma couplé par induction (série Thermo Scientific iCAP 7200). Paramètres ICP: puissance RF 1150 W; Débit de gaz plasma (argon 5.0) 12 L/min; Débit de gaz du nébuliseur 0,5 L/min; Débit de gaz auxiliaire (azote 5.0) 0,15 L/min; Débit d'échantillon 1 mL/min. Au total, 29 éléments ont été déterminés: Al (396,152 nm, radial); As (189,042 nm, axial); B (249,773 nm, radial); Ba (455,403 nm, axial); Be (313,042 nm, radial); Ca (422,673 nm, radial); Cd (228,802 nm, axial); Co (228,616 nm, axial); Cr (267,716 nm, axial); Cu (324,754 nm, axial); Fe (240,488 nm, radial); K (766,490 nm, radial); Li (670,784 nm, radial); Mg (285,213 nm, radial); Mn (257,610 nm, radial); Mo (202,030 nm, axial); Na (589,592 nm, radial); Ni (231,604 nm, axial); P (177,495 nm, axial); Pb (220,353 nm, axial); S (180,731 nm, axial); Sb (206,833 nm, axial); Se (196,090 nm, axial); Si (251,611 nm, radial); Sr (407,771 nm, radial); Ti (334,941 nm, radial); Tl (190,856 nm, axial); V (292,402 nm, axial); Zn (213,856 nm, axial). Les courbes d'étalonnage ont été préparées à l'aide de matériaux de référence normalisés.

Détermination de l'azote total (Kjeldahl)

0,5 g d'échantillon de biostimulant complètement séché et non filtré ont été pesés sur des balances analytiques et transférés dans un flacon de Kjeldahl. 10 mL de H₂SO₄ concentré ont été ajoutés et l'échantillon a été chauffé dans une unité de digestion Kjeldahl (Buchi SpeedDigester K-436 équipé d'un module de neutralisation acide Buchi Scrubber K-415) pendant 2 heures jusqu'à ce que la matrice entière ait été minéralisée. Après digestion, l'échantillon a été distillé à l'aide d'un Buchi Kjelflex K-360 et le distillat a été titré avec 0,05 M H₂SO₄.

Semences testées

Le blé dur (*Triticum durum*) et l'avoine (*Avena sativa*) ont été récoltés fin août 2025 dans la paroisse d'Aknīste. Les pois (*Pisum sativum*) ont été achetés en octobre 2025 auprès du magasin Depo à Riga.

Essais de germination

Quatre concentrations d'essai de biostimulant ont été choisies: 1:500, 1:350, 1:200 et 1:100 (obtenues en diluant le biostimulant 500, 350, 200 et 100 fois). Pour évaluer l'effet de la gravure, les graines ont été gravées à l'eau-forte à l'aide de NaOH à 1 % et marquées avec la dilution respective et « kod » (gravé). Les graines ont été mélangées dans une solution de NaOH pendant 2 minutes et rincées avec de l'eau désionisée. Avant de semer sur des plaques de germination, les graines ont été maintenues pendant la nuit dans les dilutions respectives de biostimulant. 10 mL de dilution de biostimulant ont été appliqués à chaque plaque de germination et 10 graines ont été

placées dessus. Les plaques ont été scellées et incubées dans un thermostat à 22 °C pendant 7 jours avec un cycle de 12 h de lumière / 12 h d'obscurité pour tous les types de graines. L'eau désionisée a été utilisée comme témoin.

Résultats

Pour évaluer la composition du biostimulant, la teneur en acides humiques, acides fulviques, protéines totales, glucides totaux, azote total, carbone organique total dans le biostimulant et carbone organique total de la solution d'acide fulvique séparée ont été déterminées. Les résultats sont présentés au tableau 1.

Tableau 1. Résultats globaux des indicateurs du biostimulant

Tableau 1		
Paramètre	Résultat	Unité
Teneur en matière sèche	12,19 ± 0,17	%
Acides humiques	624 ± 12	mg/L
Acides fulviques	712 ± 21	mg/L
Protéines totales	1,30 ± 0,07	%
Total des glucides	198 ± 6	mg/L
Azote total	0,21 ± 0,04	%
TOC – biostimulant	1150 ± 40	mg/L
TOC – solution d'acide fulvique	790 ± 30	mg/L

Le tableau 1 reflète les indicateurs de composition globale du biostimulant. Une teneur élevée en matière sèche a été observée (12,19 ± 0,17%), principalement constituée de particules colloïdales dans la solution. Parmi les substances humiques, les acides fulviques dominent dans le produit (712 ± 21 mg/L), tandis que la teneur en acide humique mesurée est de 624 ± 12 mg/L. Il convient de noter que le produit contient une quantité considérable de divers sous-produits solubles; Par conséquent, la teneur en acide humique basée sur les analyses de carbone organique n'est pas sans ambiguïté. Toutefois, les analyses de la solution séparée des acides humiques montrent une tendance indiquant une perte de 360 mg/L C du produit lors de l'élimination du carbone associé aux acides humiques. On peut approximativement estimer cette valeur à environ 720 mg/L d'acides humiques, en supposant une teneur moyenne en carbone de 50 % dans les acides humiques, mais la validité de cette conclusion devrait être évaluée de façon critique; Par conséquent, l'analyse spectrophotométrique est considérée comme la valeur la plus fiable.

Lors de l'isolement et de la purification séquentiels de la chitine à partir de l'échantillon de biostimulant, comme décrit dans le flux de travail - d'abord la séparation des substances humiques, puis l'élimination des protéines, suivie d'un processus de déminéralisation, puis une étape de blanchiment du matériau (élimination d'autres pigments organiques) et enfin une étape pour éliminer les pigments lipophiles. Par séchage, une chitine blanc cassé (blanc grisâtre) a été obtenue avec une teneur totale de ~235 mg/L. La chitine purifiée est montrée dans la Figure 1.



Les graphiques expérimentaux originaux sont conservés. Les libellés sont traduits dans le texte qui les accompagne.

Figure 1. Chitine séparée et purifiée à partir du biostimulant.

L'analyse des micro- et macro-éléments du biostimulant a été effectuée à l'aide de la méthode ICP-OES. Au total, 29 éléments ont été déterminés (Al, As, B, Ba, Be, Ca, Cd, Co, Cr, Cu, Fe, K, Li, Mg, Mn, Mo, Na, Ni, P, Pb, S, Sb, Se, Si, Sr, Ti, Tl, V, Zn). Les résultats sont présentés au tableau 2.

Tableau 2. Composition en micro- et macro-éléments du biostimulant (µg/L)

Tableau 2	
Élément	Concentration (µg/L)
Al	143 ± 5
As	<1,77
B	1,057 ± 0,114
Ba	0,28 ± 0,09
Be	<0,014
Ca	348 ± 12
Cd	<0,15
Co	<0,25

Cr	0,462 ± 0,007
Cu	1,82 ± 0,16
Fe	36,3 ± 0,4
K	34955 ± 1880
Li	<0,65
Mg	45,83 ± 0,02
Mn	0,57 ± 0,05
Mo	<0,80
Na	150 ± 3
Ni	0,381 ± 0,008
P	17370 ± 740
Pb	<1,12
S	104 ± 5
Sb	<2,44
Se	<2,00
Si	23 ± 4
Sr	1,053 ± 0,013
Ti	0,57 ± 0,19
Tl	<2,89
V	<0,12
Zn	2,19 ± 0,13

D'après l'analyse élémentaire (tableau 2), le potassium et le phosphore dominent nettement dans le prototype de biostimulant (K 34955 ± 1880; P 17370 ± 740), à des concentrations supérieures de plusieurs ordres de grandeur à celles des autres éléments. La formulation vise donc un effet physiologique lié au K/P : métabolisme énergétique, développement racinaire, osmorégulation et tolérance au stress. Le niveau de concentration suivant comprend Ca 348 ± 12; Na 150 ± 3; Al 143 ± 5; S 104 ± 5, tandis que le Mg est relativement faible (Mg 45.83 ± 0.02). Parmi les microéléments, le Fe est le plus marqué (Fe 36.3 ± 0.4) ; sont également présents : Si 23 ± 4; Zn 2.19 ± 0.13; Cu 1.82 ± 0.16; B 1.057 ± 0.114; Sr 1.053 ± 0.013; Mn 0.57 ± 0.05. Les autres éléments sont à de faibles concentrations (Cr 0.462 ± 0.007; Ni 0.381 ± 0.008; Ba 0.28 ± 0.09; Ti 0.57 ± 0.19). Point positif, plusieurs éléments potentiellement toxiques se situent sous la limite de détection (As < 1.77; Cd < 0.15; Pb < 1.12; V < 0.12; Co < 0.25; Mo < 0.80; Se < 2.00; Sb < 2.44; Tl < 2.89; Be < 0.014), ce qui indique l'absence de métaux lourds dans le produit.

Pour caractériser les acides humiques dans le biostimulant, plusieurs analyses spectroscopiques ont été utilisées - IRTF, spectroscopie d'absorption moléculaire UV-Vis et spectroscopie de fluorescence 3D-EEM. Les résultats sont présentés aux figures 2 à 4.



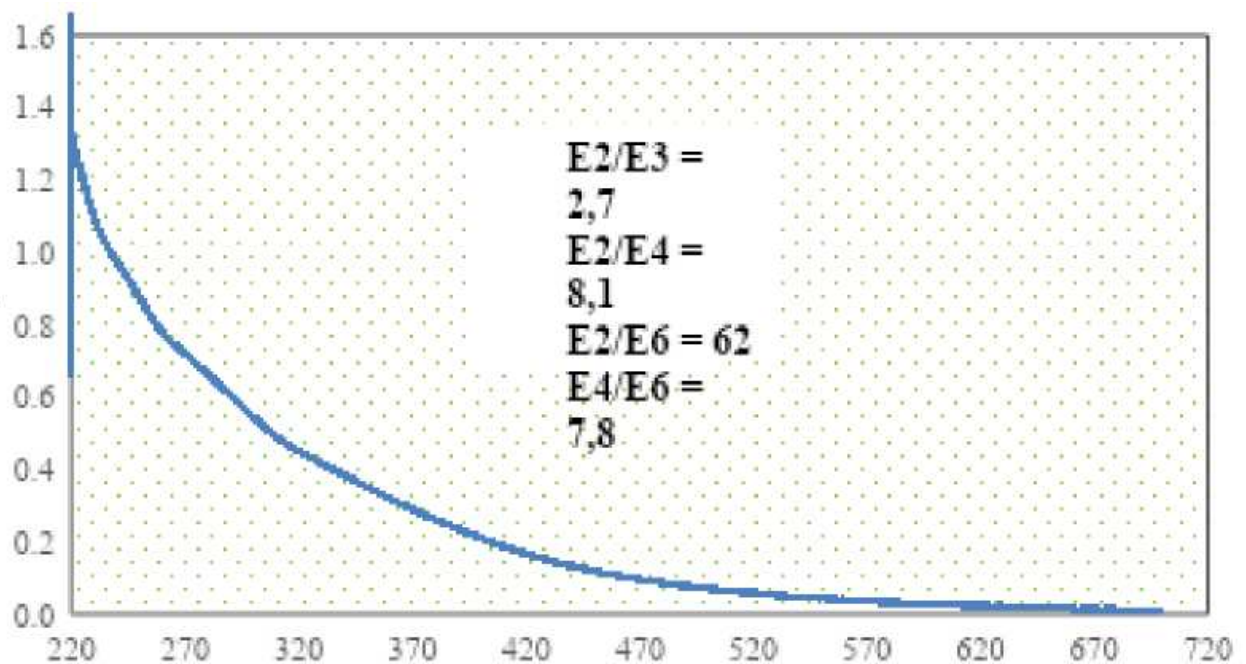
Les graphiques expérimentaux originaux sont conservés. Les libellés sont traduits dans le texte qui les accompagne.

Transmittance relative. Nombre d'onde (cm^{-1}). O-H ; $\equiv\text{C-H}$; $=\text{C-H}$; C-H (aliphatique) ; CO_2 ; C=O ; C=C ; flexion N-H ; flexion C-H ; C-O/C-N ; C-Hal / C-H (aromatique).

Figure 2. Spectre FTIR des acides humiques extraits du biostimulant.

Le spectre de la RTI des acides humiques de tourbe naturels présenté à la figure 2 est typique d'une matrice hétérogène d'acides humiques avec de nombreux groupes fonctionnels polaires et une structure aromatique-aliphatique. La bande large et prononcée autour de $3600\text{--}3200\text{ cm}^{-1}$ correspond à des vibrations d'étirement O-H (phénols, alcools, acides carboxyliques) et indique généralement également une forte liaison hydrogène. Des caractéristiques plus faibles autour de $\sim 3100\text{--}3000\text{ cm}^{-1}$ suggèrent des structures aromatiques ou oléfiniques, tandis que des bandes autour de $\sim 2920\text{ cm}^{-1}$ et $\sim 2850\text{ cm}^{-1}$ caractérisent l'étirement aliphatique C-H (CH_2/CH_3), c'est-à-dire, des chaînes latérales et des fragments de lignine. Une caractéristique clé des acides humiques est une forte absorption autour de $\sim 1720\text{--}1700\text{ cm}^{-1}$, qui est visible ici comme un signal substantiel et correspond à l'étirement C=O (principalement des groupes carboxyles, mais aussi des esters/cétones possibles) - un indicateur important de l'acidité des acides humiques et de leur capacité à complexer les métaux. Dans la région $\sim 1620\text{--}1580\text{ cm}^{-1}$, les C=C aromatiques et/ou les contributions de groupes carbonyles conjugués dominent, indiquant un squelette aromatique (lignine/produits d'humification). Vers $\sim 1550\text{--}1500\text{ cm}^{-1}$, des caractéristiques de flexion N-H des amides peuvent apparaître, tandis que les bandes $\sim 1450\text{--}1380\text{ cm}^{-1}$ sont habituellement associées à une flexion C-H et à une possible composante de vibrations symétriques COO^- . Dans la zone « empreinte » $\sim 1250\text{--}1000\text{ cm}^{-1}$, des vibrations C-O et C-O-C (phénols, alcools, éthers, résidus de polysaccharides) et en partie C-N sont observées, reflétant la diversité des substances humiques. À $\sim 900\text{--}700\text{ cm}^{-1}$, on observe une courbure hors plan des liaisons aromatiques C-H, tandis que la bande autour de $\sim 2350\text{ cm}^{-1}$ est un signal typique de CO_2 (adsorbé de l'atmosphère) et n'est généralement pas un indicateur de la structure de l'échantillon lui-même. Dans l'ensemble, le

spectre confirme que les groupes carboxyliques et phénoliques sur une base aromatique avec un mélange de chaînes aliphatiques dominant dans les acides humiques présents dans le biostimulant, ce qui est conforme à leur réactivité élevée et à leur potentiel de complexation/biostimulation.

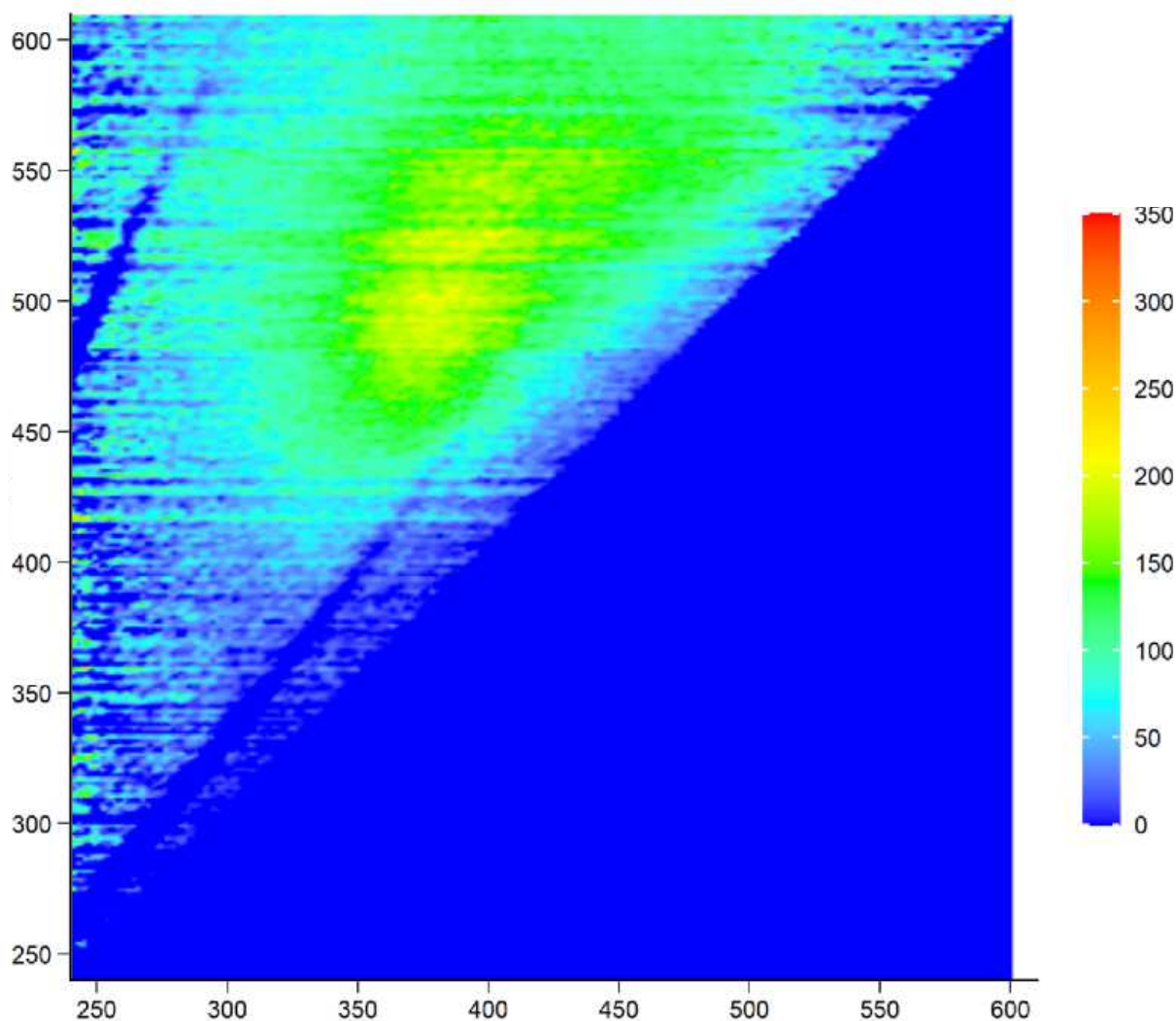


Les graphiques expérimentaux originaux sont conservés. Les libellés sont traduits dans le texte qui les accompagne.

Absorption, u.a. $E2/E3 = 2,7$; $E2/E4 = 8,1$; $E2/E6 = 62$; $E4/E6 = 7,8$.

Figure 3. Spectre d'absorption moléculaire UV-Vis des acides humiques extraits du biostimulant.

Le spectre UV-Vis de la figure 3 indique une caractéristique typique des acides humiques : une absorbance en diminution douce sans pics distincts étroits, ce qui indique un large mélange de chromophores (groupes aromatiques, phénoliques, carbonyle, etc.) et de structures. Le calcul de $E4/E6 = 7,8$ est supérieur à la valeur typique pour les acides humiques (<5), indiquant ainsi un degré d'humification plus élevé, une masse moléculaire moyenne plus élevée et des structures plus condensées et plus aromatiques. $E2/E3 = 2,7$ (inférieur à la plage fréquemment citée de 3 à 5) indique une proportion relativement plus élevée de composants plus conjugués/humifiés absorbant à 365 nm et un déplacement vers une matière organique plus fortement humifiée. $E2/E4 = 8,1$ indique une présence prononcée de groupes fonctionnels dérivés de la lignine et des signes d'aromaticité, tandis que $E2/E6 = 62$ reflète un déplacement de l'équilibre en faveur d'une fraction moins humifiée et moins condensée avec des agrégats plus petits. Dans l'ensemble, on peut conclure que les acides humiques de tourbe extraits du biostimulant sont un mélange hétérogène contenant à la fois des fragments aromatiques/lignines et une part substantielle d'une fraction plus légère, moins humifiée, qui est généralement associée à une meilleure solubilité et disponibilité des groupes fonctionnels.



Les graphiques expérimentaux originaux sont conservés. Les libellés sont traduits dans le texte qui les accompagne.

Émission, nm Excitation, nm. Intensité, au.

Figure 4. Spectre FLR 3D-EEM des acides humiques extraits du biostimulant.

Dans la matrice 3D-EEM (Figure 4), une large région de fluorescence d'acide humique est visible avec un maximum à environ $E_x \sim 390-430$ nm et $E_m \sim 520-560$ nm (champ jaune), indiquant des structures fortement conjuguées, aromatiques et relativement plus condensées (une fraction plus humifiée caractéristique de la tourbe). En outre, une « épaule » est visible autour de $E_x \sim 320-360$ nm; $E_m \sim 440-500$ nm, qui est caractéristique des acides humiques, et une composante plus faible autour de $E_x \sim 250-280$ nm; $E_m \sim 420-460$ nm, ce qui est plus caractéristique des composants de lignine. Dans l'ensemble, le spectre montre que l'échantillon est un mélange hétérogène de chromophores avec différents degrés d'humification. Dans le même temps, la région de fluorescence protéique (signaux de type tyrosine/tryptophane autour de $E_x \sim 275$ nm et $E_m \sim 300-350$ nm) n'est pratiquement pas exprimée, ce qui indique une faible proportion d'impuretés facilement dégradables et une dominance globale de substances humiques plus stables.

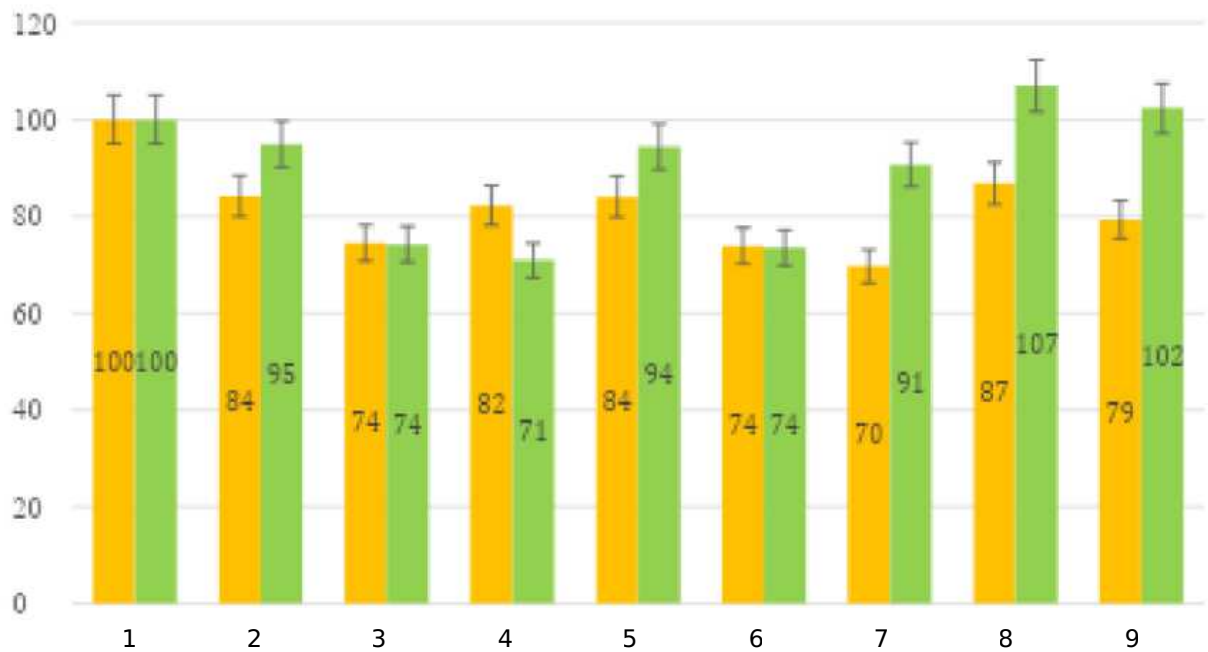
Pour caractériser l'efficacité du biostimulant en ce qui concerne son impact sur la germination des cultures, des essais de germination ont été effectués. Un exemple de plaque de germination pour le blé est montré à la figure 5.



Les graphiques expérimentaux originaux sont conservés. Les libellés sont traduits dans le texte qui les accompagne.

Figure 5. Plaque de germination avec du blé germé pour l'échantillon témoin.

La figure 5 montre une plaque de germination où, après 7 jours de germination, le blé a germé à l'aide d'eau désionisée. L'effet du bio-stimulant sur la germination de l'avoine est montré à la figure 6 (longueur) et à la figure 7 (masse).

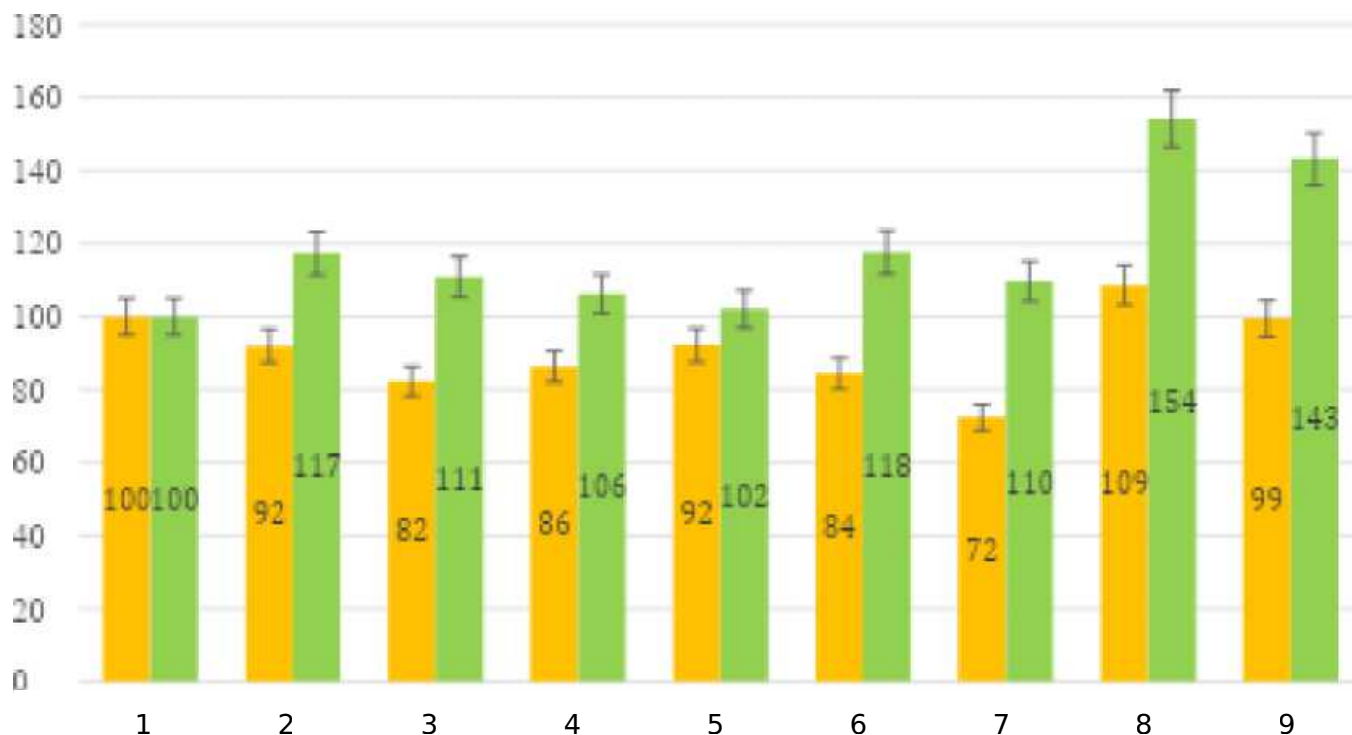


Les graphiques expérimentaux originaux sont conservés. Les libellés sont traduits dans le texte qui les accompagne.

Jaune : racines. Vert : pousses. Les groupes 1 à 9 suivent l'ordre des traitements indiqué ci-dessous.

Longueur des organes par rapport au témoin, %. Longueur des racines. Longueur des pousses.
Témoin ; 1:500 ; 1:500 avec prétraitement des semences ; 1:350 ; 1:350 avec prétraitement ;
1:200 ; 1:200 avec prétraitement ; 1:100 ; 1:100 avec prétraitement.

Figure 6. Résultats des essais de germination deavoine : longueur des racines (barres jaunes) et des pousses/plantules (barres vertes) après 7 jours, normalisée par rapport au témoin.



Les graphiques expérimentaux originaux sont conservés. Les libellés sont traduits dans le texte qui les accompagne.

Jaune : racines. Vert : pousses. Les groupes 1 à 9 suivent l'ordre des traitements indiqué ci-dessous.

Masse des organes par rapport au témoin, %. Masse des racines. Masse des pousses. Témoin ; 1:500 ; 1:500 avec prétraitement des semences ; 1:350 ; 1:350 avec prétraitement ; 1:200 ; 1:200 avec prétraitement ; 1:100 ; 1:100 avec prétraitement.

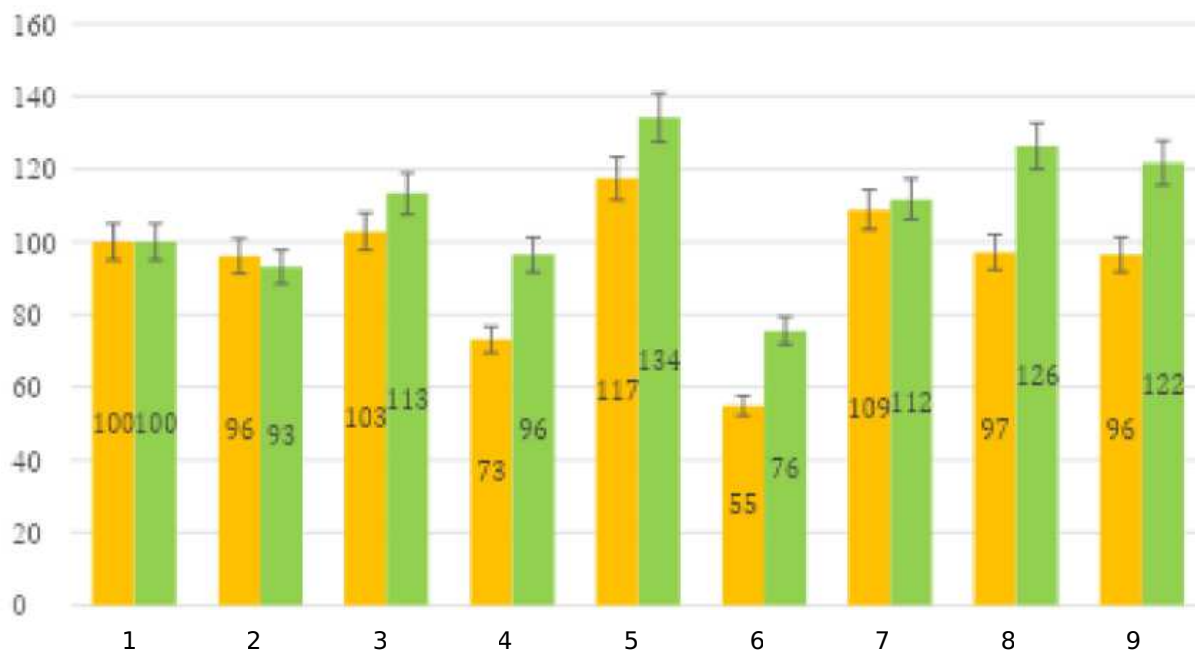
Figure 7. Résultats des essais de germination de avoine : masse des racines (barres jaunes) et des pousses/plantules (barres vertes) après 7 jours, normalisée par rapport au témoin.

La figure 6 montre le résultat des essais de germination de l'avoine pour la longueur des parties de la plante, normalisé au témoin où l'avoine a été germée à l'aide d'eau désionisée. Les résultats indiquent que lorsque le biostimulant est utilisé à des dilutions de 1:500, 1:350 et 1:200, les graines décapées et non décapées ont présenté un rendement de germination inférieur pour la longueur des racines et des pousses. Pour la dilution 1:100, les graines non décapées et décapées ont montré une performance plus élevée en termes de longueur de pousse (+7% et +2%, respectivement), mais la longueur des racines était toujours réduite.

La figure 7 montre le résultat de l'essai de germination de l'avoine pour la masse des parties végétales, normalisé au témoin où l'avoine a été germée à l'aide d'eau désionisée. On a observé que la gravure des graines a une influence positive sur la masse réelle des pousses par rapport au témoin à toutes les dilutions de biostimulants, en particulier à 1:100 pour les graines non gravées et gravées (+54% et +43%, respectivement). Cependant, la masse racinaire est réduite dans presque tous les essais, sauf pour la dilution 1:100 avec des graines non gravées, qui a montré une

augmentation de +9% de la masse. Il convient de noter que, en ce qui concerne la masse des pousses, la gravure des semences a un effet négatif par rapport aux semences non gravées (une diminution de 4 à 11 %).

Sur la base des résultats des essais de germination de l'avoine, on a conclu que pour les études ultérieures, seule la masse des racines et des pousses serait utilisée, car elle représente plus précisément le rendement de germination. Les résultats des essais sur le blé dur sont présentés à la figure 8.



Les graphiques expérimentaux originaux sont conservés. Les libellés sont traduits dans le texte qui les accompagne.

Jaune : racines. Vert : pousses. Les groupes 1 à 9 suivent l'ordre des traitements indiqué ci-dessous.

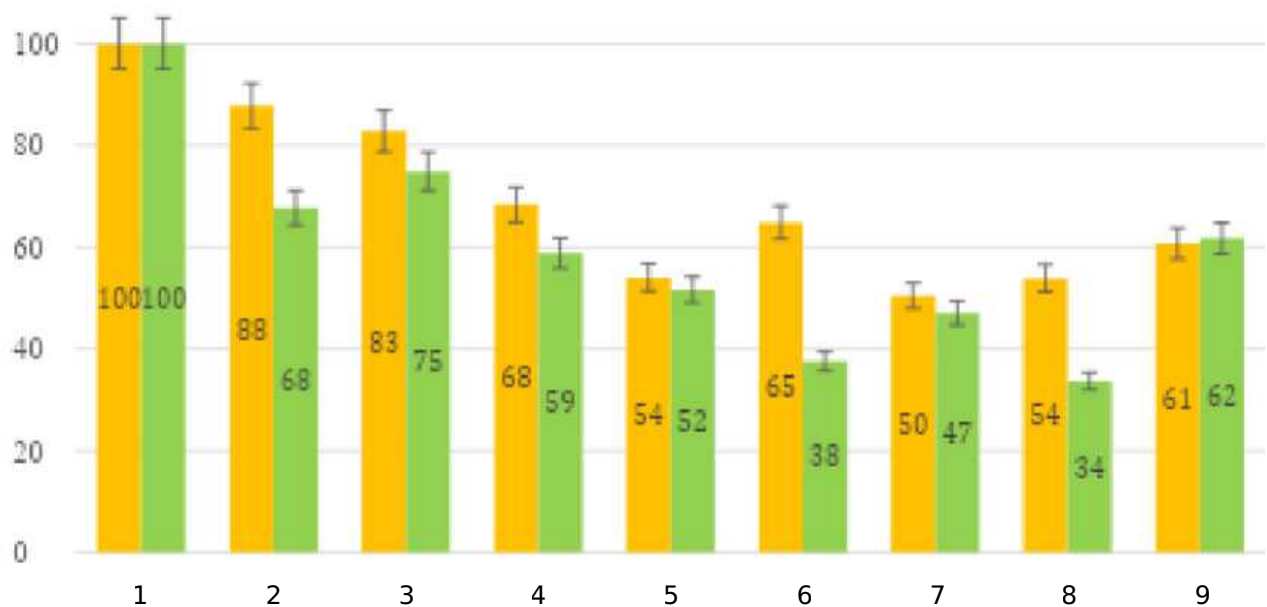
Masse des organes par rapport au témoin, %. Masse des racines. Masse des pousses. Témoin ; 1:500 ; 1:500 avec prétraitement des semences ; 1:350 ; 1:350 avec prétraitement ; 1:200 ; 1:200 avec prétraitement ; 1:100 ; 1:100 avec prétraitement.

Figure 8. Résultats des essais de germination de blé dur : masse des racines (barres jaunes) et des pousses/plantules (barres vertes) après 7 jours, normalisée par rapport au témoin.

Dans le test de germination du blé dur (Figure 8), on constate que pour les graines non décapées, le biostimulant augmente le mieux la masse des pousses à une dilution de 1:100 (+26%), alors que 1:500 donne une légère diminution (-7%), et 1:350 et surtout 1:200 provoquent une diminution prononcée de la masse (-4% et -24%, respectivement). Dans le même temps, la masse racinaire des graines non décapées diminue surtout, avec une baisse très significative à 1:350 (-27%) et 1:200 (-45%), alors que 1:500 et 1:100 sont proches du témoin (-4% et -3%). Globalement, la gravure améliore les résultats car la masse de la pousse est supérieure à celle du témoin dans toutes les dilutions (1:500 gravé +13%; 1:350 gravé +34%; 1:200 gravé +12%; 1:100 gravé

+22%). La masse racinaire devient également plus élevée que le témoin à 1:500, 1:350 et 1:200 (+3%, +17% et +9%, respectivement), bien qu'à 1:100 la gravure réduise légèrement la masse racinaire. En comparant les graines décapées et non décapées, on constate que la décapage a un effet positif à des dilutions de 1:500 à 1:200, tandis qu'une légère diminution est observée à 1:100, ce qui pourrait indiquer qu'à des concentrations plus élevées, la décapage n'apporte plus d'avantages supplémentaires.

Enfin, des essais de germination ont été effectués pour les pois, et les résultats des essais de germination pour les masses de parties végétales de pois sont présentés à la figure 9.



Les graphiques expérimentaux originaux sont conservés. Les libellés sont traduits dans le texte qui les accompagne.

Jaune : racines. Vert : pousses. Les groupes 1 à 9 suivent l'ordre des traitements indiqué ci-dessous.

Masse des organes par rapport au témoin, %. Masse des racines. Masse des pousses. Témoin ; 1:500 ; 1:500 avec prétraitement des semences ; 1:350 ; 1:350 avec prétraitement ; 1:200 ; 1:200 avec prétraitement ; 1:100 ; 1:100 avec prétraitement.

Figure 9. Résultats des essais de germination de pois : masse des racines (barres jaunes) et des pousses/plantules (barres vertes) après 7 jours, normalisée par rapport au témoin.

Dans le test de germination des pois, le tableau global est sans ambiguïté: le biostimulant réduit la masse des racines et des pousses par rapport au témoin dans toutes les dilutions, et la réduction la plus prononcée est observée dans la masse des pousses à mesure que la solution devient plus concentrée. Pour les graines non décapées, à la solution la plus diluée (1:500), la baisse est plus modérée, mais en passant à des solutions plus concentrées, l'effet s'intensifie - à 1:200 et surtout 1:100, la masse des pousses diminue le plus fortement (à environ un tiers de celle du témoin). Dans l'ensemble, la gravure n'apporte pas une amélioration stable. Dans certaines dilutions, elle aggrave même la masse des racines (par exemple, 1:350), cependant, dans le cas 1:100, la gravure affecte

substantiellement la masse des pousses, car la masse des pousses augmente de 34% à 62% (de $\sim 1/3$ à $\sim 2/3$ du contrôle). Ainsi, pour les pois dans ce test, le biostimulant agit principalement de manière inhibitrice.

Après les essais de germination, il est clair que le prototype de biostimulant a un effet défavorable sur les pois, et peut-être aussi sur d'autres légumineuses, alors que pour les céréales un effet positif significatif a été observé – pour le blé dur à une dilution de 1:350 avec des graines gravées, avec une augmentation de la masse racinaire de +17% et une augmentation de la masse des pousses de +34% ; et pour l'avoine à une dilution de 1:100 avec des graines non gravées, avec une augmentation de la masse des racines de +9% et une augmentation de la masse des pousses de +54%.