

Rapport biostimulant de l'Université de Lettonie

Caractérisation en laboratoire d'un échantillon de tourbe et champignons, et observations de plantules sur sept jours chez l'avoine et le pois.

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

Ce n'est pas un essai de rendement au champ; le protocole fourni n'établit pas un résultat répété sur l'épinard et les nitrates. 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 ↗](#)

Page source 1

Client: SIA JIKO Ent

Chercheur : assistant de recherche Lauris Arbidans

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

Adresse : Jelgavas iela 1, LV-1004, Rīga

Rapport

Évaluation chimique du biostimulant de tourbe et de champignons

9.2-29-V-2025/64

Riga, 2026

Page source 2

Les tâches du poste:

Effectuer une caractérisation physico-chimique et agronomique complète du biostimulant de tourbe et de champignons sur commande de SIA JIKO Ent. 9.2-29-V-2025/64. Les caractéristiques comprennent:

1. Des essais de germination sur trois (3) cultures (pois, blé dur, avoine) pour évaluer l'efficacité du biostimulant à différentes concentrations;
2. Évaluer les effets des biostimulants sur la germination par décapage des semences;
3. Teneur en acides humiques et fulviques du produit, par spectrophotométrie et COT;
4. La teneur en protéines, en glucides et en chitine, qui caractérise le profil des composants bioactifs du biostimulant;
5. a) Teneur quantitative en microéléments et en macroéléments, au moyen du PIC-OES et de la méthode de Kjeldahl;
6. Caractérisation physico-chimique des acides humiques par spectroscopie FTIR, UV-Vis et FLR 3D-EEM.

Matériaux et méthodes:

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

Sécrétion de chitine. Centrifuger 100 mL de biostimulant pendant 30 min à 4500 tr/min. Après centrifugation, le résidu solide centrifugé a été recueilli et remis en suspension dans 0,1 M de NaOH et agité pendant 60 minutes. Après agitation, l'échantillon a été centrifugé à nouveau à 4500 tr/min pendant 30 minutes. Le processus a été répété 3 fois jusqu'à ce que la présence d'humus ne soit plus détectée dans l'échantillon. Le résidu solide est lavé avec de l'eau désionisée à pH<9. Ajouter 1 M de NaOH et chauffer à 70 °C pendant 2 heures en remuant et quadrupé. Le résidu solide a été rincé avec de l'eau désionisée jusqu'à un milieu pH neutre. Ajouter 0,5 M HCl et centrifuger à nouveau. L'échantillon a été rincé à un pH neutre avec de l'eau désionisée et 1% de NaClO a été ajouté et agité à température ambiante pendant 60 minutes. L'échantillon a ensuite été lavé avec de l'éthanol à 70% et séché dans une chambre de séchage à 40 °C pendant 3 heures.

Libération d'acides humiques. 200 mL de biostimulant ont été filtrés à travers du papier filtre. Après filtration, la solution a été centrifugée avec une centrifugeuse de laboratoire à 4500 tr/min. Après centrifugation, la solution a été acidifiée avec du HCl à pH<1. Échantillon rempli et précipité

Page source 3

Les acides humiques ont été rincés avec une solution de 0,1 M de CaCl₂. Ensuite, ils ont été rincés avec de l'eau désionisée à un pH neutre et séchés dans une étuve 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 une longueur d'onde de 410 nm. La concentration a été calculée à partir du graphique d'étalonnage obtenu à partir des acides humiques séparés. Après l'extraction des acides humiques, une solution d'acide fulvique a été collectée séparément du biostimulant, diluée 10 fois et mesurée par spectrophotométrie à 410 nm en utilisant l'étalon d'acide fulvic comme référence.

Avec une pipette automatique de 1000 µL, 500 µL de solution de biostimulant ont été transférés quantitativement dans un flacon cible de 100 mL et 500 µL de solution d'acides fulvoïques séparés ont été transférés dans un flacon cibles de 100 ml séparé et dilués jusqu'à la marque avec de l'eau désionisée. Les solutions diluées ont été analysées avec un analyseur de carbone total (Shimadzu TOCV CSN) et les résultats ont été exprimés en milligrammes de carbone organique total (COT) par litre de biostimulant.

Spectrophotométrie d'absorption moléculaire (UV-Vis). 20 mg d'acide humique séparé et purifié ont été pesés sur des balances analytiques et transférés quantitativement dans un flacon de mesure de 1 L et dissous dans une solution de NaHCO₃ de 0,5 M.

Les solutions ont été mesurées dans une cuve à quartz de 1 cm avec un spectromètre UV-VIS UV-1800 dans la gamme de 220 à 700 nm avec une longueur d'incrément de 1 nm. Les rapports d'absorption à des longueurs d'onde de 254 nm (E2) ont été utilisés pour caractériser les acides humiques; 365 nm (E3), 465 nm (E4) et 665 nm (E6), exprimés en E2/E3; E2/E4; E2/E6 et E4/E6.

Spectroscopie infrarouge à transformation de Fourier (FTIR). Avant l'analyse, le KBr a été séché à 105 °C pendant 2 heures, puis 200 mg ont été pesés et 2 mg d'acide humique ont été ajoutés et mélangés. Le mélange a été comprimé dans une capsule et mesuré avec un spectromètre FTIR (Shimadzu IR-Tracer 100). Les mesures ont été effectuées dans la plage de 4000 cm⁻¹ à 400 cm⁻¹ avec une résolution de 8 cm⁻¹ et ont effectué 16 balayages.

Les matrices d'initiation/d'émission 3D de fluorescence (FLR 3D-EEM) ont été obtenues à l'aide du spectrophotomètre à fluorescence HORIBA Jobin Yvon Aqualog. Des solutions d'acides humiques synthétiques ont été préparées dans un milieu de 0,5 M NaHCO₃ à une concentration de 20 mg/L. Les échantillons ont été mesurés à l'aide de cuvettes de quartz de 1 cm sans côtés poli. Longueurs d'onde d'excitation: 240-600 nm; Longueurs d'onde d'émission: 260-620 nm. Longueur de l'incrément de mesure: 3 nm. Après la mesure, les données de sortie ont masqué la dispersion de relais de première classe. Les données spectrales de fluorescence obtenues ont été traitées, visualisées

Page source 4

et préparé pour le rendu en utilisant l'environnement RStudio (version 2024.12.1.563) et les bibliothèques de langage R (version 4.5.0) readxl, dplyr, akima et ggplot2. Les données ont été interpolées par 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 en verre, 1 mL de solution phénolique à 5% a été ajouté et incubé pendant 10 minutes. Ajout de 4 mL de conc. H₂SO₄, incubé pendant 20 minutes et mesuré par spectrophotométrie à une longueur d'onde de 490 nm. Les échantillons ont été mesurés en 3 répétitions en utilisant le glucose comme étalon.

Analyse des oligo-éléments. Environ 5 mL de biostimulant ont été pesés dans des capsules en PTFE, séchées jusqu'à ce qu'elles soient sèches et l'échantillon et 10 mL de HNO₃ concentré ont été ajoutés. Les capsules ont été placées dans des cadres résistants à la pression, scellées et minéralisées par voie humide à l'aide d'un appareil de minéralisation par micro-ondes (Milestone Ethos EASY). L'échantillon a été chauffé à 200 °C pendant 15 minutes à une puissance maximale de 1800 W, maintenu à cette température pendant 15 minutes supplémentaires et refroidi à température ambiante après minéralisation. 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 sont préparés en 2 répétitions.

Avant l'analyse, l'échantillon a été dilué 10 fois de plus et analysé avec un spectromètre à plasma inductif équipé d'une détection d'émission optique (Thermo-Scientific iCAP 7200 series). Paramètres d'analyse ICP: puissance de radiofréquence – 1150 W; Débit de gaz plasma (argon 5.0) – 12 L/min Débit de gaz du pulvérisateur d'échantillonnage: 0,5 L/min; Débit de gaz de soutien (azote 5.0) : 0,15 L/min Débit d'échantillon : 1 mL/min Au total, 29 éléments ont été identifiés: 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). Des matériaux de référence normalisés sont utilisés pour créer les graphiques d'étalonnage.

Détermination de l'azote total. Peser 0,5 g d'échantillon de biostimulant non filtré complètement séché sur une balance analytique et transférer dans un flacon de Kjeldahl, ajouter 10 mL de conc. H₂SO₄ et

Page source 5

Dans une unité de minéralisation Kjeldal à chaud (Buchi SpeedDigester K-436 équipé d'un module de neutralisation acide Buchi Scrubber K-415), chauffée pendant 2 heures jusqu'à ce que la matrice soit entièrement déminéralisée. Après minéralisation, l'échantillon a été distillé avec l'équipement Buchi Kjelflex K-360 et le distillat a été titré avec 0,05 M H₂SO₄.

Les semences à tester. Le blé dur (*Triticum durum*) et l'avoine (*Avena sativa*) ont été récoltés à la fin du mois d'août 2025 dans la commune d'Aknīste. Les pois (*Pisum sativum*) ont été achetés en octobre 2025 dans un magasin de détail Depo, à Rīga.

Essais de germination. Quatre concentrations d'essai de biostimulant ont été sélectionnées: 1:500; 1:350; 1:200 et 1:100, obtenus en diluant le biostimulant 500, 350, 200 et 100 fois, respectivement. Pour évaluer l'effet du prétraitement des semences, les graines ont été traitées avec 1% de NaOH et étiquetées avec la dilution et le «kod» appropriés. Les graines ont été mélangées dans une

solution de NaOH pendant 2 minutes et rincées avec de l'eau désionisée. Avant de les placer sur des plaques de germination, les graines ont été maintenues pendant la nuit dans les dilutions de biostimulants respectives. Chaque plaque de germination a reçu 10 mL de biostimulant dilué et 10 graines. Les plaques ont été fermées et placées dans un incubateur à 22 °C pendant 7 jours, avec 12 h de lumière et 12 h d'obscurité pour toutes les variétés de semences. L'eau désionisée a servi de témoin.

Les résultats:

Pour évaluer la composition du biostimulant, les acides humiques, les acides fulviques, les protéines totales, les glucides totaux, l'azote total, le carbone organique total dans le biostimulant et la solution d'acides fulviques séparés ont été déterminés et les résultats sont présentés au tableau 1.

Tableau 1

Résultats des indicateurs globaux 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	%
Glucides totaux	198 ± 6	mg/L
Azote total	0,21 ± 0,04	%
COT — biostimulant	1150 ± 40	mg/L

Page source 6

Tableau 2		
COT — solution d'acides fulviques	790 ± 30	mg/L

Les résultats du tableau 1 reflètent la composition globale des indicateurs dans le biostimulant. Une teneur élevée en matière sèche, déterminée à 12,19 ± 0,17 %, principalement constituée de particules colloïdales en solution, a été observée. Il convient de noter que, parmi les substances humusées, les acides fulviques sont prédominants dans le produit, avec une teneur de 712 ± 21 mg/L, tandis que la teneur en acides humiques est de 624 ± 12 mg/L. Il convient de noter que le produit contient une quantité considérable de divers sous-produits solubles, de sorte que la teneur en acides humiques après analyse du carbone organique est incertaine. Toutefois, l'analyse de la solution séparée des acides humiques montre que l'élimination du carbone contenant des acides humiques du produit a tendance à entraîner une perte de 360 mg/L de C, ce qui peut être approximativement évalué à ~720 mg/L d'acides humiques, compte tenu d'une teneur moyenne en

carbone des acides humique de 50 %, mais la validité de cette conclusion doit être évaluée de manière critique, L ' analyse spectrophotométrique est donc considérée comme une valeur plus fidèle.

En procédant à une purification séquentielle de la libération de chitine de l'échantillon de biostimulant comme décrit dans le cours de travail, d'abord en séparant les substances humusées, puis en séparant les protéines, suivies d'un processus de déminéralisation, puis d'un processus de blanchiment du matériau où d'autres pigments organiques ont été enlevés et enfin après une séparation des composés lipophiles Après l'étape d'élimination et de séchage, une chitine gris-blanc avec une teneur totale de ~235 mg/L a été obtenue. La chitine purifiée est représentée à la figure 1.

Page source 7



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

1. att. Chitine séparée et purifiée du biostimulant.

Les microéléments et macroéléments du biostimulant ont été analysés par 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 figurent dans le tableau 2.

Tableau 2

Composition des micro- et macro-éléments du biostimulant

Tableau 3							
Al, µg/L	As, µg/L	B, µg/L	Ba, µg/L	Be, µg/L	Ca, µg/L	Cd, µg/L	Co, µg/L
143 ± 5	<1,77	1,057 ± 0,114	0,28 ± 0,09	<0,014	348 ± 12	<0,15	<0,25

Tableau 4						
Cr, µg/L	Cu, µg/L	Fe, µg/L	K, µg/L	Li, µg/L	Mg, µg/L	Mn, µg/L
0,462 ± 0,007	1,82 ± 0,16	36,3 ± 0,4	34955 ± 1880	<0,65	45,83 ± 0,02	0,57 ± 0,05

Page source 8

Tableau 5						
Mo, µg/L	Na, µg/L	Ni, µg/L	P, µg/L	Pb, µg/L	S, µg/L	Sb, µg/L
<0,80	150 ± 3	0,381 ± 0,008	17370 ± 740	<1,12	104 ± 5	<2,44

Tableau 6						
Se, µg/L	Si, µg/L	Sr, µg/L	Ti, µg/L	Tl, µg/L	V, µg/L	Zn, µg/L
<2,00	23 ± 4	1,053 ± 0,013	0,57 ± 0,19	<2,89	<0,12	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.

Plusieurs analyses spectroscopiques ont été utilisées pour caractériser les acides humiques du biostimulant - spectroscopie FTIR, spectroscopie d'absorption moléculaire UV-Vis et spectroscopie de fluorescence 3D-EEM et les résultats des analyses sont présentés dans les figures 2-4.



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).

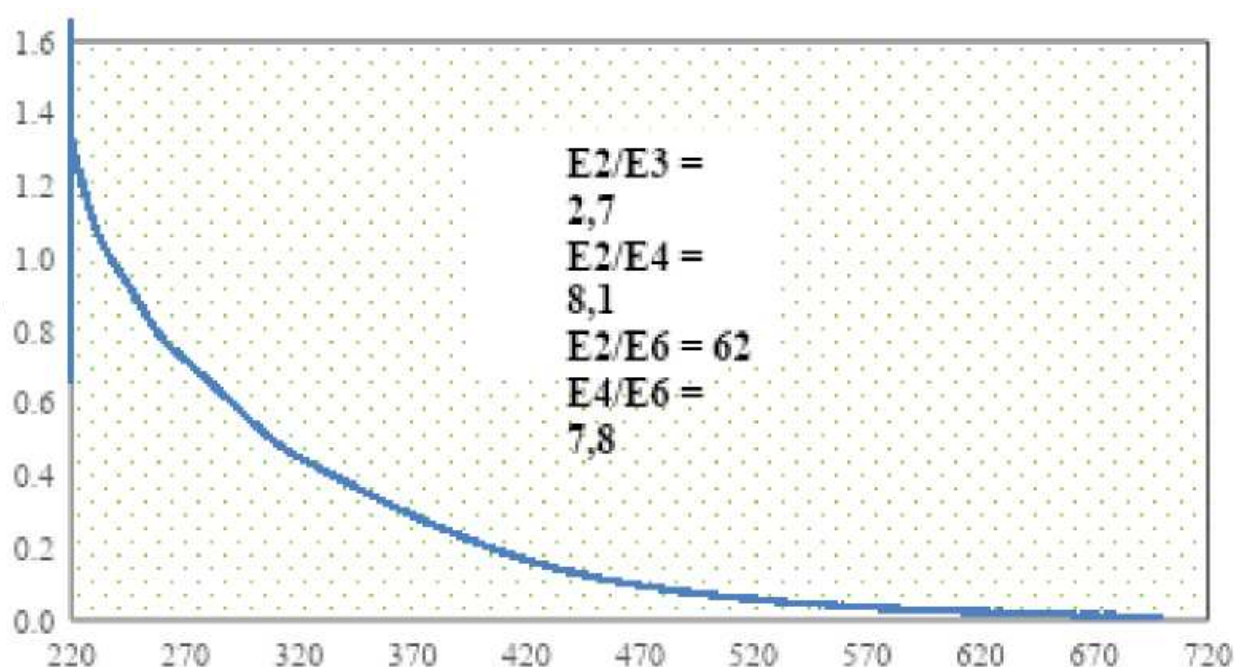
2e édition. Spectre FTIR des acides humiques extraits du biostimulant

Ce spectre FTIR des acides humiques de tourbe naturelle, présenté à la figure 2, est typique d'une matrice hétérogène d'acides humiques comportant de nombreux groupes fonctionnels polaires et une structure aromatique-aliphatique. La bande large et prononcée vers $3600\text{-}3200\text{ cm}^{-1}$ correspond aux vibrations d'élongation O-H (phénols, alcools, acides carboxyliques) et indique généralement aussi de fortes liaisons hydrogène. Des signes plus faibles vers $\sim 3100\text{-}3000\text{ cm}^{-1}$ indiquent des structures aromatiques ou oléfiniques ; les bandes vers $\sim 2920\text{-}1$ et $\sim 2850\text{ cm}^{-1}$ caractérisent l'élongation C-H aliphatique (CH_2/CH_3), c'est-à-dire les chaînes latérales et fragments de lignine. Le spectre des acides humiques présente généralement une absorption prononcée vers $\sim 1720\text{-}1700\text{ cm}^{-1}$, visible ici comme un signal important correspondant à l'élongation C=O (principalement des groupes carboxyle, mais aussi éventuellement des esters/cétones). C'est un indicateur important de l'acidité des acides humiques et de leur capacité à complexer les métaux. Dans la région $\sim 1620\text{-}1580\text{ cm}^{-1}$, la contribution du C=C aromatique et/ou des groupes carbonyle conjugués domine, indiquant un squelette aromatique (produits de lignine/humification). Vers $\sim 1550\text{-}1500\text{ cm}^{-1}$ peuvent apparaître des signes de flexion N-H des amides ; les bandes $\sim 1450\text{-}1380\text{ cm}^{-1}$ sont généralement associées à la flexion C-H et à une éventuelle composante de vibration symétrique COO^- . Dans la zone d'empreinte digitale $\sim 1250\text{-}1000\text{ cm}^{-1}$ apparaissent C-O et C-O-C (phénols, alcools, éthers, résidus de polysaccharides), ainsi qu'en partie C-N

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).

Page source 10

les fluctuations inhérentes à la diversité des substances humusées. À $\sim 900\text{-}700\text{ cm}^{-1}$, on observe une courbure hors plan du C-H aromatique, 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 acides humiques présents dans le biostimulant sont dominés par des groupes carboxyliques et phénoliques à base aromatique avec un mélange de chaînes aliphatiques, ce qui est conforme à leur réactivité élevée et à leur potentiel de complexation / biostimulation. Pour caractériser plus en détail la structure des acides humiques, des spectres d'absorption moléculaire UV-Vis ont été réalisés, comme le montre la figure 3.



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.

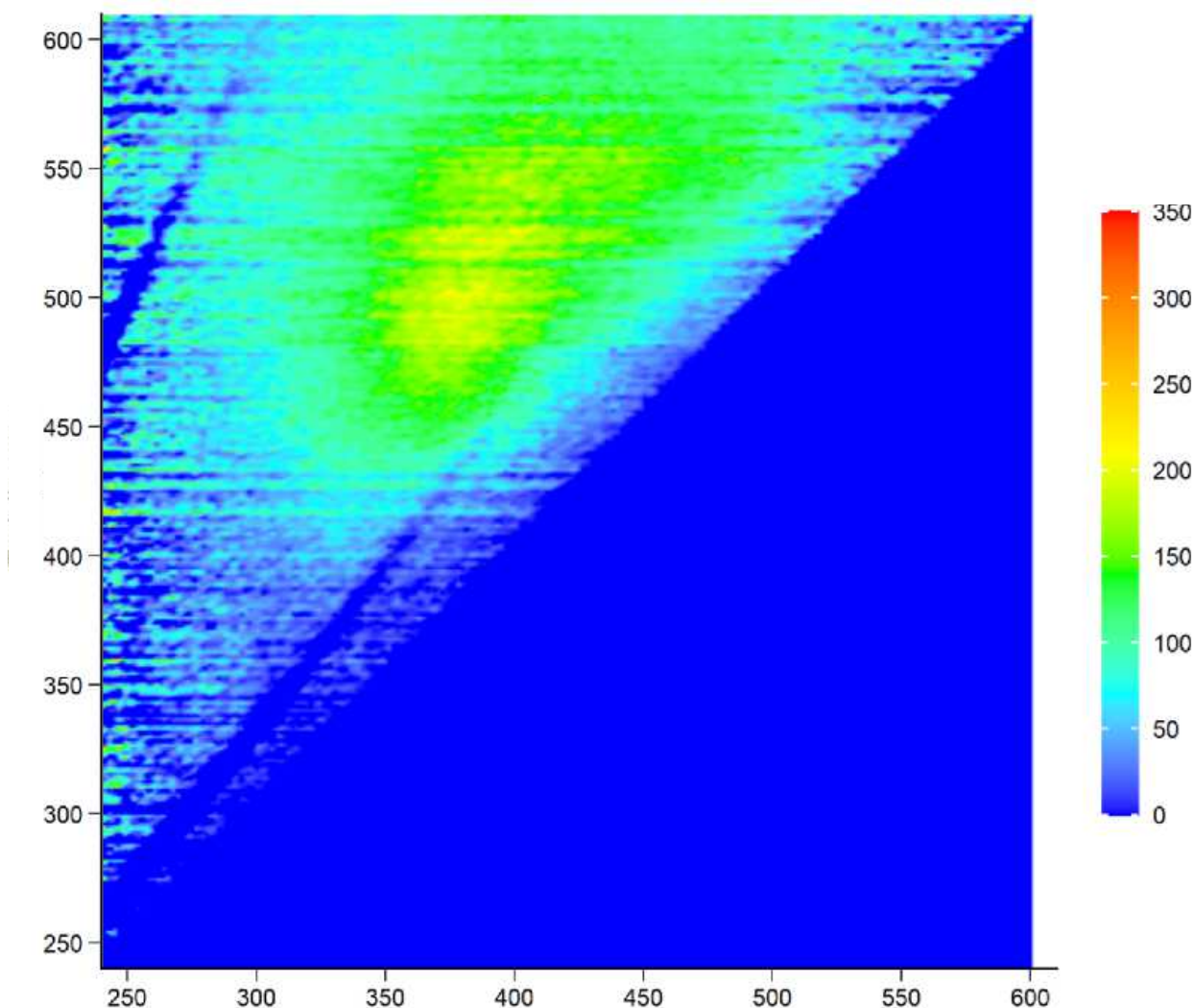
3e édition. Spectre d'absorption moléculaire UV-Vis des acides humiques libérés par le biostimulant

Le spectre UV-Vis de la figure 3 indique une absorption décroissante régulière caractéristique des acides humiques sans signaux étroits, ce qui indique un large mélange de chromophores (groupes aromatiques, phénoliques, carbonyles, etc.) et de structures. Le calcul $E4/E6 = 7,8$ est supérieur à celui des acides humiques typiques (<5), ce qui indique un degré d'humidification plus élevé, une masse moléculaire moyenne plus élevée et des structures aromatiques plus condensées, tandis que $E2/E3 = 2,7$ (inférieur à l'intervalle 3-5 souvent cité) indique un degré relativement plus élevé d'absorption de 365 nm, plus la proportion de composants conjugués/plus humidifiés et la transition vers des matières organiques plus humidifiées. $E2/E4 = 8,1$ indique la présence de groupes fonctionnels d'origine ligninique et d'aromatismes prononcés

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

Page source 11

$E2/E6 = 62$ reflète un décalage de l'équilibre en faveur d'une fraction moins humifiée et moins condensée avec des agrégats plus petits, de sorte que l'on peut conclure que les acides humiques de tourbe libérés par le biostimulant sont un mélange hétérogène, où il y a à la fois des fragments aromatiques/ligniniques et une part significative de composés plus légers, moins humulifiés, généralement associées à une meilleure solubilité et à une meilleure disponibilité des groupes fonctionnels. Pour comprendre pleinement la structure des acides humiques, des spectres de fluorescence 3D-EEM ont été réalisés, comme le montre la figure 4.



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

Émission, nm Excitation, nm. Intensité, au.

4e édition. Spectre FLR 3D-EEM des acides humiques libérés du biostimulant

Cette matrice 3D-EEM (figure 4) montre une large zone de fluorescence caractéristique des acides humiques avec un pic d'environ $Ex \sim 390-430$ nm et $Em \sim 520-560$ nm (champ jaune), indiquant des structures fortement conjuguées, aromatiques et relativement plus condensées (fraction plus humidifiée, caractéristique de la tourbe).

Émission, nm Excitation, nm. Intensité, au.

Page source 12

En outre, un «épaule» visible autour de $Ex \sim 320-360$ nm; $Em \sim 440-500$ nm, caractéristique des acides humiques et une composante plus faible autour de $Ex \sim 250-280$ nm; $Em \sim 420-460$ nm, plus caractéristique des composants de lignine. Le spectre montre généralement que l'échantillon est un mélange hétérogène de chromophores de différents degrés d'humidification. Dans le même temps, la région de fluorescence protéique (signaux de type tyrosine/tryptophane autour de $Ex \sim 275$ nm et $Em \sim 300-350$ nm) est pratiquement inexistante, ce qui indique une faible proportion d'impuretés facilement dégradables et une prédominance générale plus stable des substances humusées. Afin de caractériser pleinement l'efficacité du biostimulant en termes d'effet sur la germination des cultures, des tests de germination ont été effectués. Un exemple de plaque de germination sur le blé est montré à la figure 5.

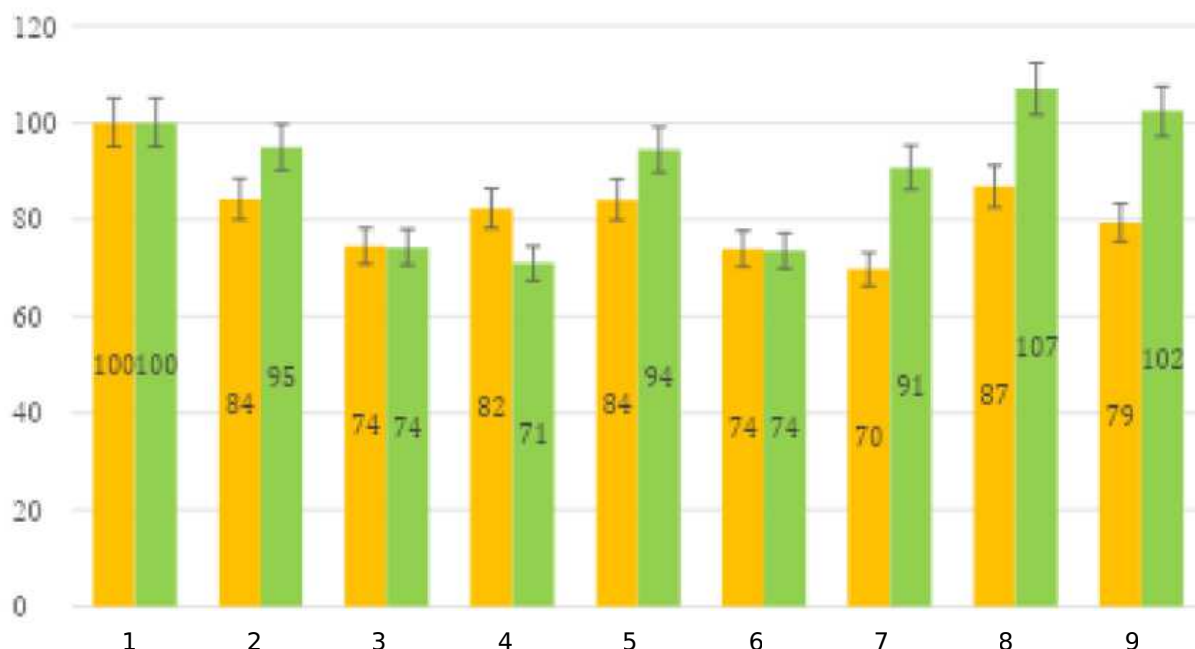


Les graphiques expérimentaux originaux sont conservés. Les libellés sont traduits dans le texte qui les accompagne.

5e édition. Plaque de germination avec du blé germé pour l'échantillon de contrôle

Page source 14

La figure 5 montre une plaque de germination dans laquelle le blé a germé après 7 jours de germination à l'aide d'eau désionisée, tandis que l'effet du biostimulant sur la germination de l'avoine est illustré à la figure 6 (taille) et à la figure 7 (poids).



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.

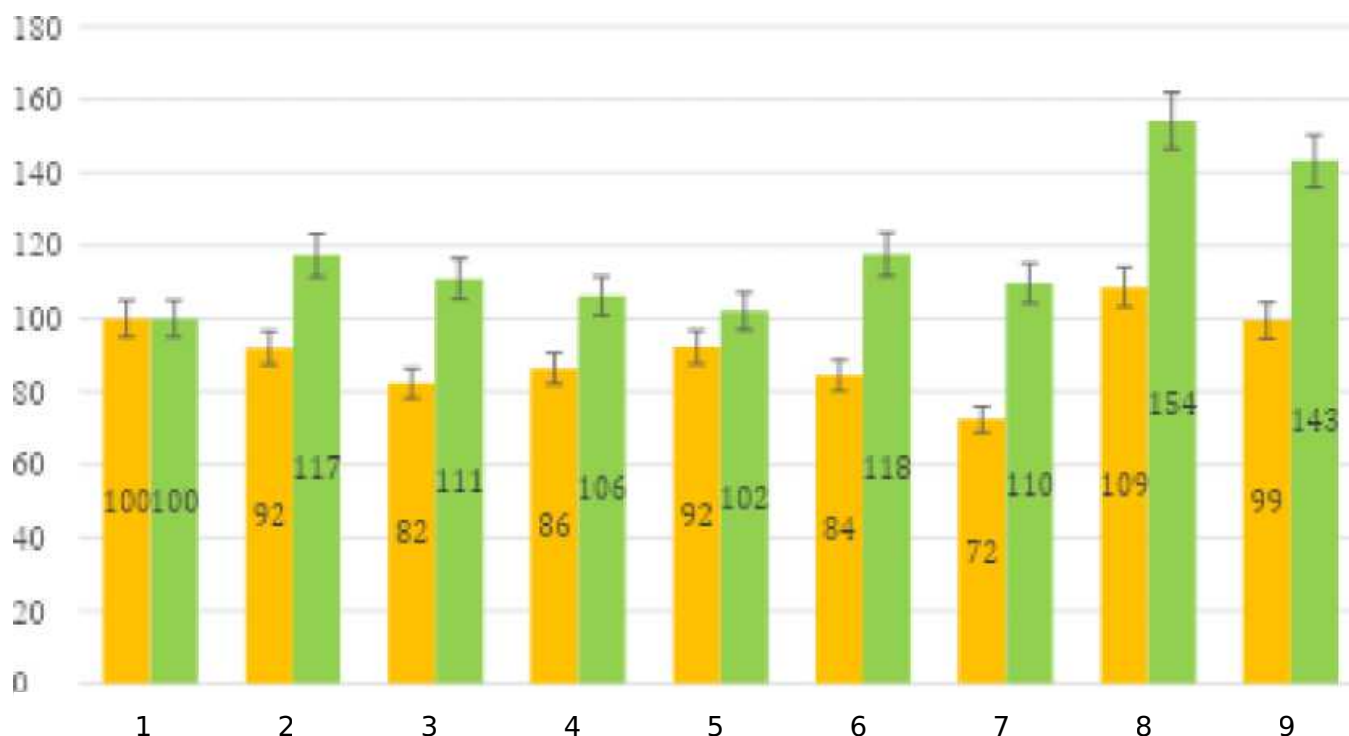
Longueur des organes par rapport au témoin, %. Longueur des racines. Longueur des pousses. Témoin ; 1:500 ; 1:500 avec prétraitement des semences ; 1:350 ; 1:350 avec prétraitement ; 1:200 ; 1:200 avec prétraitement ; 1:100 ; 1:100 avec prétraitement.

6e édition. Résultats des tests de germination de l'avoine pour la longueur des racines (barres jaunes) et des germes (barres vertes) après 7 jours de germination, normalisés par rapport au contrôle

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.

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.

Page source 15



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.

7e édition. Résultats des essais de germination de l'avoine pour la masse des racines (barres jaunes) et des germes (barres vertes) après une germination de 7 jours, normalisés par rapport au témoin

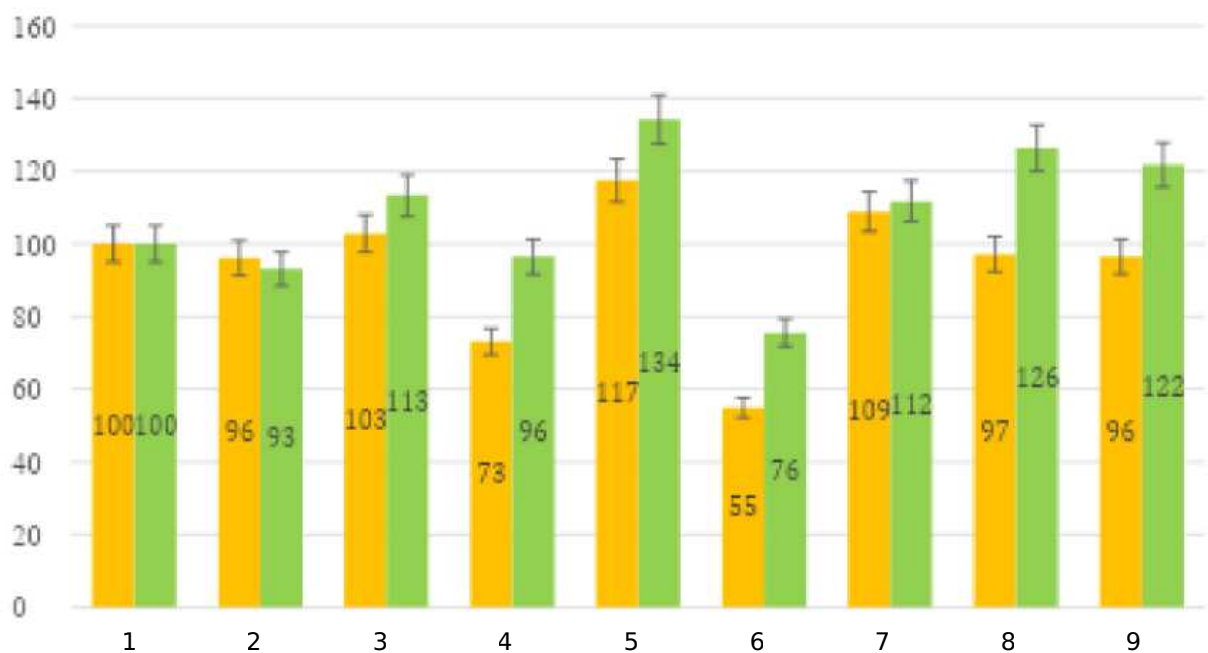
6. La figure montre les résultats des essais de germination de l'avoine pour la longueur de la partie végétale, normalisés au témoin dans lequel l'avoine a été germée à l'aide d'eau désionisée. Aux dilutions biostimulantes 1:500; 1:350 et 1:200, les graines prétraitées et non traitées ont montré des performances de germination inférieures en termes de longueur des racines et des pousses. À la dilution 1:100, les graines non traitées et prétraitées ont montré des performances de germination plus élevées en termes de longueur de pousse (+7 et +2%, respectivement), bien que la longueur de racine soit restée réduite.

La figure 7 présente les résultats des essais de germination de l'avoine par masse de partie végétale normalisée par rapport au témoin où l'avoine a germé avec de l'eau désionisée. Le décapage des semences dans toutes les dilutions de biostimulant a été observé pour avoir un effet positif sur la masse réelle des germes par rapport au témoin, en particulier pour la dilution de biostimulant 1:100 pour les semences non décapé et décapé (+54 et +43 % respectivement).

Cependant, la masse des racines a diminué dans presque tous les essais, sauf pour les semences non-condensées à 1:100, qui ont eu une augmentation de +9 %. Il convient de noter que, pour ce qui est de la masse germinale, le décapage des semences a un effet négatif sur les semences non décapées (réduction de 4 à 11 %).

Les résultats des tests de germination de l'avoine ont permis de conclure que seule la masse de racines et de germes de la plante, qui représente le mieux la germination de la plante, serait utilisée pour les études ultérieures. Les résultats de l'essai pour le blé dur sont présentés à la figure 8.

Page source 16



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.

8e édition. Résultats des essais de germination du blé dur pour la masse des racines (barres jaunes) et des germes (barres vertes) après une germination de 7 jours, normalisés par rapport au témoin

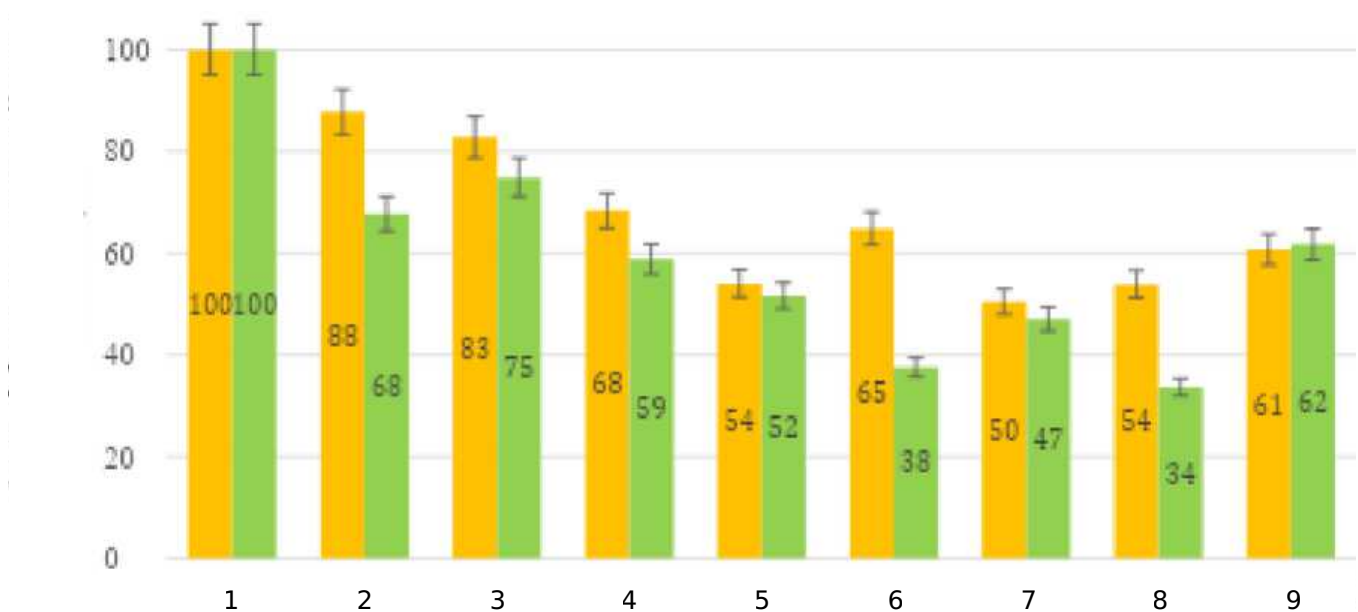
Dans le test de germination du blé dur (Figure 8), le biostimulant a augmenté le plus la masse des pousses à 1:100 (+26%) pour les graines non traitées, tandis que 1:500 a produit une légère diminution (-7%) et 1:350 et surtout 1:200 ont provoqué une diminution prononcée de la masse (-4% et -24%, respectivement). La masse racinaire des semences non traitées a généralement

diminué, en particulier à 1:350 (-27 %) et 1:200 (-45 %); 1:500 et 1:100 étaient proches du contrôle (-4% et -3%). Le prétraitement des semences a généralement amélioré les résultats: la masse des pousses a dépassé celle du témoin à chaque dilution (1:500 kod +13%; 1:350 code +34 %; 1:200 code +12 %; 1:100 code +22%). La masse racinaire a également dépassé le témoin à 1:500, 1:350 et 1:200 (+3%, +17% et +9%, respectivement), mais le prétraitement a légèrement réduit la masse racinaire à 1:100. En comparant les graines prétraitées et non traitées, le prétraitement a eu un effet positif aux dilutions de 1:500 à 1:200, tandis qu'une légère diminution a été observée à 1:100, ce qui pourrait indiquer qu'aucun avantage supplémentaire n'est tiré du prétraitement à la concentration plus élevée. Enfin, la germination a été effectuée

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.

Page source 17

Les résultats des essais sur les pois et les résultats des essais de germination sur 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.

9e édition. Résultats des essais de germination des pois en ce qui concerne la masse des racines (barres jaunes) et des germes (barres vertes) après une germination de 7 jours, normalisés par rapport au témoin

Dans le test de germination des pois, le bilan est sans équivoque: le biostimulant réduit la masse des racines et des germes par rapport au contrôle dans toutes les dilutions, et la diminution de la masse des germes est la plus marquée avec une dilution réduite. Pour les graines non inoculées, la baisse est plus modérée à la solution la plus diluée de 1:500, mais l'effet s'intensifie au passage à des solutions plus concentrées - à 1:200 et en particulier à 1:100, la baisse de la masse germée est la plus prononcée (jusqu'à environ un tiers de la masse germée du contrôle). Le décapage ne donne généralement pas d'amélioration stable. Dans certaines dilutions, il détériore même la masse des racines (par exemple 1:350), mais dans le cas de 1:100, le décapage a un effet significatif sur la masse des germes, car la masse des germes augmente de 34 % à 62 % (environ $\sim 1/3$) à environ $\sim 2/3$ du contrôle. Ainsi, pour les pois dans ce test, le biostimulant agit principalement de manière inhibitrice.

Après les tests de germination, il est clair que le prototype de biostimulant a un effet négatif sur les pois et peut-être aussi sur d'autres légumineuses, tandis que les céréales ont un effet positif significatif - le blé dur dilué à 1:350 avec des graines décortiquées avec la masse racinaire.

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.

Page source 18

une augmentation de +17 % et une augmentation de la masse des pousses de +34 %, tandis que pour l'avoine à la dilution 1:100 avec des graines non prétraitées, la masse racinaire augmente de +9 % et la masse des pousses de 54 %.