



EDUCACIÓN

SECRETARÍA DE EDUCACIÓN PÚBLICA



TECNOLÓGICO
NACIONAL DE MÉXICO®

Instituto Tecnológico de Tlajomulco



TESIS

CON EL TEMA:

Encapsulación de microorganismos beneficios y su efecto en el pH y conductividad eléctrica monitoreados con sensores.

QUE PRESENTA:

German Mayoral Brambila.

Director: Maria de Jesus Ramirez Ramirez

Co-Director: Faustino Ramirez Ramirez

REVISORES:

MC. Jorge Armando Peralta Nava

MC. Osvaldo Amador Camacho

**COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE:
MAESTRO EN AGROMATICA**

TLAJOMULCO DE ZÚÑIGA, JALISCO. JUNIO 2026



Educación
Secretaría de Educación Pública



TECNOLÓGICO
NACIONAL DE MÉXICO



Instituto Tecnológico de Tlajomulco
Subdirección Académica
División de Estudios de Posgrado e Investigación

Tlajomulco de Zúñiga, Jal. **25/mayo/2026**
No. DE OFICIO: DEPI/079/2026

Asunto: Autorización de impresión de tesis.

GERMAN MAYORAL BRAMBILA (M18940197)
CANDIDATO AL GRADO DE MAESTRÍA
EN AGROMÁTICA
PRESENTE

Por este conducto, tengo el agrado de comunicarle que el Comité Tutorial asignado a su trabajo de tesis titulado: **"Encapsulación de Microorganismos Benéficos y su Efecto en el pH y Conductividad Eléctrica Monitoreados con sensores"**, ha informado a esta División de Estudios de Posgrado e Investigación (DEPI), que están de acuerdo con el trabajo presentado.

Por lo anterior, se le **AUTORIZA** a que proceda con la impresión definitiva de su trabajo de tesis.

Esperando que el logro del mismo sea acorde con sus aspiraciones profesionales, reciba un cordial saludo.

ATENTAMENTE

Excelencia en Educación Tecnológica®
Educando para la Sociedad Actual y los Retos del Futuro



S.E.P.

TECNM

14DIT0003B

BENJAMIN HERNÁNDEZ MÁRQUEZ
JEFE DE LA DIVISIÓN DE ESTUDIOS
DE POSGRADO E INVESTIGACIÓN
DEL TecNM CAMPUS TLAJOMULCO

Ccp.- Luz Elena Alfaro Orozco; Departamento de Servicios Escolares
Expediente
MIBR/IGL/BHM/AIRV



2026
año de
Margarita
Maza





ACEPTACIÓN DE PROPUESTA DE TESIS

Tlajomulco de Zúñiga, Jal., 18 de mayo del 2026.

BENJAMIN HERNÁNDEZ MÁRQUEZ
JEFE DE LA DIVISIÓN DE ESTUDIOS
DE POSGRADO E INVESTIGACIÓN Del ITT
PRESENTE

Por este conducto, los integrantes del Comité Tutorial del **C. German Mayoral Brambila**, con número de control **M11940257**, de la Maestría en Agromática (**MPAGCA-2023-08**), le informamos que hemos revisado el trabajo de tesis profesional titulado: "**Encapsulación de Microorganismos Benéficos y su Efecto en el pH y Conductividad Eléctrica Monitoreados con sensores**".

Y hemos encontrado que se han realizado todas las correcciones y observaciones que se le indicaron, por lo que hemos acordado aceptar el documento de tesis y le solicitamos la autorización de impresión definitiva.


María de Jesús Ramírez Ramírez
Doctor en Ciencias en Agrobiotecnología
11903369
Directora


Faustino Ramírez Ramírez
Maestro en Ciencias en Agrobiotecnología
14560724
Codirector


Jorge Armando Peralta Nava
Maestro en Ciencias
11103149
Revisor


Osvaldo Amador Camacho
Maestro en Ciencias en Agrobiotecnología
85579035
Revisor

C.c.p.- Luz Elena Alfaro Orozco.- Departamento de Servicios Escolares.
C.c.p.- Expediente.
AIBR/IGL/BHM/AIRV



2026
año de
Margarita
Maza



AGRADECIMIENTOS

Agradezco profundamente al **Tecnológico Nacional de México Campus Tlajomulco**, por brindarme el espacio académico, científico y formativo para desarrollar esta investigación dentro del programa de **Maestría en Agromática**. Su infraestructura, acompañamiento institucional y compromiso con la formación de profesionistas vinculados al sector agropecuario fueron fundamentales para la realización de este trabajo.

Expreso mi más sincero agradecimiento a mi directora de tesis, **Dra. María de Jesús Ramírez Ramírez**, por su guía académica, orientación científica, paciencia y acompañamiento durante el desarrollo de esta investigación. Su experiencia, observaciones y compromiso fueron esenciales para fortalecer el enfoque metodológico, estadístico y técnico de este trabajo.

Agradezco al **M.C. Faustino Ramírez Ramírez**, por su apoyo, asesoría y aportaciones durante el desarrollo de la investigación. Su participación contribuyó de manera importante al análisis e interpretación de los resultados, así como al fortalecimiento del enfoque aplicado de este estudio.

Mi reconocimiento al **M.C. Jorge Armando Peralta Nava** y al **M.C. Osvaldo Amador Camacho**, por sus valiosas observaciones, revisión académica y contribuciones técnicas, las cuales permitieron mejorar la estructura, claridad y solidez científica de esta tesis.

Agradezco también al personal docente, administrativo y técnico del **Tecnológico Nacional de México Campus Tlajomulco**, por el apoyo brindado durante mi formación de posgrado y por facilitar las condiciones necesarias para el desarrollo de las actividades académicas y experimentales.

De manera especial, agradezco a mi familia, por su apoyo incondicional, comprensión y motivación constante durante este proceso. Su presencia fue un pilar fundamental para superar los retos personales y académicos que implicó la culminación de este proyecto.

Finalmente, agradezco a todas las personas que, directa o indirectamente, contribuyeron al desarrollo de esta investigación. Cada orientación, palabra de apoyo y colaboración formó parte importante de este logro académico.

DEDICATORIA.

Dedico esta tesis a **Dios**, por iluminar mi camino, sostenerme en los momentos de incertidumbre y darme la fortaleza necesaria para culminar esta etapa académica con **fe, disciplina y esperanza**.

A **mi esposa**, por ser mi compañera de vida, mi apoyo constante y mi motivación más profunda. **Este logro también le pertenece**, porque estuvo presente en cada jornada extensa, en cada momento de cansancio y en cada paso que me acercó a esta meta. Su **amor, paciencia y confianza** fueron parte esencial de este proceso.

A **mi hija por nacer**, quien desde antes de llegar a este mundo ya se ha convertido en una fuente inmensa de ilusión, esperanza y amor. Su existencia le da un sentido más profundo a este logro y me inspira a seguir construyendo un futuro con responsabilidad, entrega y propósito.

A **mis padres**, por ser el origen de mis valores, de mi perseverancia y de mi deseo de superación. Su ejemplo de **trabajo, responsabilidad y entrega** ha guiado mi vida y me ha enseñado que cada meta alcanzada es fruto del esfuerzo constante.

A **mis hermanos**, por su cercanía, cariño y respaldo en los momentos más importantes. Su presencia ha sido motivo de **alegría, fuerza y equilibrio** durante este camino.

A **mi familia**, por acompañarme con comprensión, paciencia y afecto a lo largo de esta etapa. Cada palabra de ánimo y cada muestra de apoyo contribuyeron a que este proyecto llegara a su culminación.

A **quienes creyeron en mí** aun en los momentos en que el camino parecía más difícil, dedico también este trabajo. Esta tesis representa no solo un logro académico, sino una muestra de gratitud hacia quienes han formado parte de mi vida y han sido impulso para seguir adelante.

Encapsulación de Microorganismos Benéficos y su Efecto en el pH y Conductividad Eléctrica Monitoreados con Sensores.

Ramirez-Ramirez Maria de Jesus¹, Amador-Camacho Osvaldo¹, , Peralta Nava Jorge Armando¹, Ramirez-Ramirez Faustino¹, Mayoral-Brambila German¹,

¹ Tecnológico Nacional de México Campus Tlajomulco, Jal., Maestría en Agromática. km 10 carr. a San Miguel Cuyutlán, Circuito Vicente Fernández Gómez, Tlajomulco de Zúñiga, C.P. 45640, Mexico

RESUMEN.

La microencapsulación de microorganismos benéficos constituye una estrategia biotecnológica para favorecer la persistencia, liberación progresiva y funcionalidad rizosférica de bioinoculantes en sistemas agrícolas. El objetivo del estudio fue evaluar la respuesta fisicoquímica del suelo y la bioestimulación inicial de chícharo (*Pisum sativum* L.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), maíz (*Zea mays* L.) y trigo (*Triticum aestivum* L.) bajo aplicación de un consorcio de microorganismos benéficos encapsulados. El experimento se realizó en invernadero en el Instituto Tecnológico de Tlajomulco, Tlajomulco de Zúñiga, Jalisco, México, y se estructuró en dos fases. La Fase 1 evaluó unidades de suelo homogenizado tratadas con diferentes dosis del formulado encapsulado y un testigo sin aplicación. La Fase 2 integró macetas con cultivos agrícolas para analizar el sistema suelo–microorganismo–planta. El pH, la conductividad eléctrica (CE) y la temperatura del suelo se registraron mediante sensores conectados a una estación automatizada One For All (OFA), complementados con lecturas en extracto suelo–agua. En la Fase 2 se incorporaron altura de planta y número de hojas como variables morfológicas. Los datos se analizaron mediante modelos lineales generales, análisis de varianza, comparación de medias y análisis multivariado de la varianza en SAS® Studio 2026. En la Fase 1, el pH fue la variable más sensible al tratamiento, con $R^2 = 0.9160$, $F = 48.46$ y $p < 0.0001$, seguido por la temperatura, con $R^2 = 0.6628$, $F = 8.74$ y $p < 0.0001$. La CE presentó una respuesta significativa, aunque de menor capacidad explicativa, con $R^2 = 0.3377$, $F = 2.27$ y $p = 0.0371$. En la Fase 2, el análisis multivariado confirmó diferenciación significativa del ambiente edáfico por efecto de Cultivo, Evaluación y Cultivo $\times$ Evaluación. La temperatura fue el principal eje de separación fisicoquímica, con $R^2 = 0.8104$ y un gradiente significativo entre cultivos: chícharo > frijol > trigo > maíz. El pH respondió principalmente al tiempo de evaluación, mientras que la CE dependió de la interacción cultivo–evaluación. Se concluye que los microorganismos benéficos encapsulados modificaron de forma

medible la reacción química, la condición iónica y el régimen térmico del suelo, con mayor sensibilidad del pH en suelo sin planta y predominio térmico en el sistema suelo-planta. El monitoreo instrumental permitió discriminar respuestas tempranas asociadas con la funcionalidad edáfica y la bioestimulación inicial.

Palabras clave: bioinoculantes microencapsulados; sensores de suelo; rizósfera.

Encapsulation of Beneficial Microorganisms and Their Effect on pH and Electrical Conductivity Monitored Using Sensors.

Mayoral-Brambila German¹, Ramirez-Ramirez Maria de Jesus¹, Ramirez-Ramirez Faustino¹,
Peralta Nava Jorge Armando¹, Amador-Camacho Osvaldo¹

¹ Tecnológico Nacional de México, Campus Tlajomulco, Jalisco, Master's Program in Agromatics.
Km 10, San Miguel Cuyutlán Highway, Circuito Vicente Fernández Gómez, Tlajomulco de Zúñiga,
C.P. 45640, Mexico.

ABSTRACT.

Microencapsulation of beneficial microorganisms is a biotechnological strategy aimed at improving the persistence, progressive release, and rhizospheric functionality of bioinoculants in agricultural systems. The objective of this study was to evaluate the physicochemical response of soil and the early biostimulation of pea (*Pisum sativum* L.), common bean (*Phaseolus vulgaris* L.), maize (*Zea mays* L.), and wheat (*Triticum aestivum* L.) under the application of an encapsulated beneficial microbial consortium. The experiment was conducted under greenhouse conditions at the Instituto Tecnológico de Tlajomulco, Tlajomulco de Zúñiga, Jalisco, Mexico, and was structured in two phases. Phase 1 evaluated homogenized soil units treated with different doses of the encapsulated formulation and an untreated control. Phase 2 integrated pots with agricultural crops to analyze the soil-microorganism-plant system. Soil pH, electrical conductivity (EC), and temperature were recorded using sensors connected to an automated One For All (OFA) station and complemented with readings from soil-water extracts. In Phase 2, plant height and number of leaves were included as morphological variables. Data were analyzed using general linear models, analysis of variance, mean comparison tests, and multivariate analysis of variance in SAS® Studio 2026. In Phase 1, pH was the variable most sensitive to treatment, with $R^2 = 0.9160$, $F = 48.46$, and $p < 0.0001$, followed by temperature, with $R^2 = 0.6628$, $F = 8.74$, and $p < 0.0001$. EC showed a significant response, although with lower explanatory capacity, with $R^2 = 0.3377$, $F = 2.27$, and $p = 0.0371$. In Phase 2, the multivariate analysis confirmed significant differentiation of the edaphic environment due to Crop, Evaluation, and Crop $\times$ Evaluation effects. Temperature was the main axis of physicochemical separation, with $R^2 = 0.8104$ and a significant gradient among crops: pea > common bean > wheat > maize. Soil pH responded mainly to evaluation time, whereas EC depended on the crop-evaluation interaction. It is concluded that encapsulated beneficial microorganisms measurably modified soil chemical reaction, ionic condition, and thermal regime, with greater pH sensitivity in soil without plants and thermal predominance in the soil-plant system. Instrumental monitoring made it possible to discriminate early responses associated with soil functionality and early biostimulation.

Keywords: microencapsulated bioinoculants; soil sensors; rhizosphere.

INDICE

AGRADECIMIENTOS	I
DEDICATORIA	II
RESUMEN	III
ABSTRACT	V
INDICE	VI
INDICE DE TABLAS	IX
INDICE DE FIGURAS	XI
INDICE DE ANEXOS	XII
1.1. Introducción.	1
1.2. El suelo agrícola como matriz fisicoquímica y biológica para la actividad de bioinoculantes microencapsulados	3
1.3. Ecología microbiana del suelo y funcionalidad rizosférica	5
1.4. Microorganismos benéficos asociados al crecimiento vegetal.....	8
1.5. Rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal y transformación de nutrientes	11
1.6. Bacterias y actinomicetos como bioinoculantes agrícolas	15
1.7. <i>Bacillus subtilis</i> y otros microorganismos benéficos en la rizósfera	18
1.8. Metabolitos microbianos asociados a la actividad rizosférica	21
1.9. Lipopeptidos, enzimas extracelulares, sideróforos y compuestos orgánicos en la interacción suelo-raíz.....	24
1.10. Actividad microbiana y regulación del pH del suelo	27
1.11. Actividad microbiana y dinámica de iones solubles expresada mediante conductividad eléctrica	30
1.12. Temperatura del suelo, respiración microbiana y actividad enzimática	33
1.13. Bioinoculantes microbianos y persistencia funcional en el suelo	36
1.14. Encapsulación biotecnológica de microorganismos benéficos vivos	40
1.15. Diferencias funcionales entre encapsulación de nutrientes y encapsulación de microorganismos.....	43
1.16. Microencapsulación de células viables en matrices biodegradables	46
1.17. Alginato, almidón y biopolímeros naturales en la protección de microorganismos	50
1.18. Liberación progresiva de microorganismos encapsulados en el suelo	53
1.19. Protección celular frente a desecación, estrés osmótico, competencia microbiana y depredación edáfica	56
1.20. Microambientes edáficos generados por matrices de encapsulación microbiana	59
1.21. Monitoreo de pH, conductividad eléctrica y temperatura mediante sensores	62
1.22. Dinámica temporal de variables fisicoquímicas bajo aplicación de bioinoculantes encapsulados	65
1.23. Respuesta morfofisiológica temprana de cultivos ante microorganismos benéficos encapsulados	69
1.24. Diferencias rizosféricas entre chícharo (<i>Pisum sativum</i> L.), frijol (<i>Phaseolus vulgaris</i> L.), maíz (<i>Zea mays</i> L.) y trigo (<i>Triticum aestivum</i> L.).....	72
1.25. Altura de planta y número de hojas como indicadores de crecimiento inicial bajo bioestimulación microbiana.....	75
1.26. Relación funcional entre microencapsulación microbiana, dinámica fisicoquímica del suelo y crecimiento inicial de cultivos.....	78

II.- DELIMITACION DEL PROBLEMA.....	83
III.- OBJETIVOS.....	85
3.1.- Objetivo general	85
3.2.- Objetivos particulares	85
IV.- HIPÓTESIS.....	86
4.1. Hipótesis nula (H_0)	86
4.2. Hipótesis alterna (H_a)	86
V.- JUSTIFICACIÓN.....	87
VI.- MATERIALES Y METODOS.....	89
6.1. Sitio experimental y condiciones generales.....	89
6.2. Fase 1: Suelo. Evaluación fisicoquímica del suelo tratado con microorganismos benéficos encapsulados	89
6.2.1. Diseño experimental y unidades de suelo	89
6.2.2. Formulado microbiano encapsulado y aplicación al suelo	91
6.2.3. Monitoreo de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo	91
6.2.4. Arquitectura de adquisición de datos y calibración de sensores.....	91
6.2.5. Análisis estadístico de la Fase 1	93
6.3. Fase 2: Suelo–Planta. Evaluación del sistema suelo–microorganismo–planta durante el crecimiento inicial de cultivos	93
6.3.1. Diseño experimental, cultivos y unidades experimentales.....	93
6.3.2. Aplicación del formulado microbiano encapsulado en macetas	94
6.3.3. Monitoreo de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo	95
6.3.4. Evaluación del crecimiento inicial de los cultivos	95
6.3.5. Arquitectura de adquisición de datos y calibración de sensores en macetas	95
6.3.6. Análisis estadístico de la Fase 2	96
VII.- RESULTADOS	97
7.1. Fase 1. Encapsulación de microorganismos benéficos y su efecto en el pH y conductividad eléctrica monitoreados con sensores.....	97
7.1.1. Análisis integrado de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo bajo encapsulación de microorganismos benéficos	97
7.2.2. Efecto de la encapsulación de microorganismos benéficos sobre el pH del suelo monitoreado con sensores	100
7.2.3. Efecto de la encapsulación de microorganismos benéficos sobre la conductividad eléctrica del suelo monitoreada con sensores	103
7.2.4. Efecto de la encapsulación de microorganismos benéficos sobre la temperatura del suelo monitoreada con sensores	106
7.2. Fase 2. Respuesta fisicoquímica del suelo y bioestimulación inicial de chícharo, frijol, maíz y trigo por efecto de microorganismos benéficos encapsulados	109
7.2.1. Integración multivariada de pH, conductividad eléctrica y temperatura como indicadores fisicoquímicos del suelo	110
7.2.1.1. Contribución canónica de los indicadores fisicoquímicos a la diferenciación edáfica	112
7.2.1.2. Variación del pH del suelo durante el seguimiento temporal de la Fase 2	115
7.2.1.3. Diferenciación del pH del suelo entre cultivos.....	117
7.2.1.4. Dinámica de la conductividad eléctrica del suelo durante la Fase 2	119
7.2.1.5. Comportamiento medio de la conductividad eléctrica entre cultivos	121
7.2.1.6. Variación térmica del suelo entre cultivos y evaluaciones	123
7.2.1.7. Gradiente térmico medio entre cultivos durante la Fase 2	125
7.2.2. Integración multivariada de las condiciones fisicoquímicas del suelo con la bioestimulación inicial de los cultivos	127

VIII.- CONCLUSIONES.....	131
IX.- REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	134
X.- ANEXOS	145

INDICE DE TABLAS.

Tabla 1.- Tratamientos utilizados en la Fase 1: Suelo para evaluar pH, conductividad eléctrica y temperatura.	90
Tabla 2.- Arquitectura instrumental y calibración del sistema OFA utilizado para el monitoreo fisicoquímico del suelo.	92
Tabla 3.- Diseño experimental de la Fase 2: Suelo–Planta para evaluar variables fisicoquímicas y crecimiento inicial.....	94
Tabla 4.- Síntesis estadística integrada de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo bajo tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados.....	98
Tabla 5.- Análisis de varianza para pH del suelo por efecto de tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados.....	100
Tabla 6.- Comparación de medias de Tukey para pH del suelo bajo tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados.....	102
Tabla 7.- Análisis de varianza para conductividad eléctrica del suelo por efecto de tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados.	103
Tabla 8.- Comparación de medias de Duncan para conductividad eléctrica del suelo bajo tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados.	105
Tabla 9.- Análisis de varianza para temperatura del suelo por efecto de tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados.	106
Tabla 10.- Comparación de medias de Tukey para temperatura del suelo bajo tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados.	108
Tabla 11.- Respuesta multivariada de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo durante la Fase 2.....	110
Tabla 12.- Raíces características y vectores canónicos de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo.	113
Tabla 13.- Variación del pH del suelo en función de Cultivo, Evaluación y Cultivo × Evaluación durante la Fase 2.....	116

Tabla 14.- Diferenciación del pH del suelo entre cultivos durante la Fase 22.	118
Tabla 15.- Dinámica de la conductividad eléctrica del suelo en función de Cultivo, Evaluación y Cultivo × Evaluación.	120
Tabla 16.- Comportamiento medio de la conductividad eléctrica del suelo entre cultivos durante la Fase 2.	122
Tabla 17.- Variación térmica del suelo en función de Cultivo, Evaluación y Cultivo × Evaluación durante la Fase 2.	124
Tabla 18.- Gradiente térmico medio del suelo entre cultivos durante la Fase 2..	126
Tabla 19.- Estructura de integración entre indicadores edáficos y respuestas morfológicas de bioestimulación inicial.	128

INDICE DE FIGURAS.

Figura.-1.- Jerarquía de respuesta del sistema edáfico con base en el coeficiente de determinación de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo.	99
Figura.-2.- Distribución del pH del suelo por tratamiento bajo encapsulación de microorganismos benéficos.	101
Figura.-3.- Distribución de la conductividad eléctrica del suelo por tratamiento bajo encapsulación de microorganismos benéficos.	104
Figura.-4.- Distribución de la temperatura del suelo por tratamiento bajo encapsulación de microorganismos benéficos.	107
Figura.-5.- Separación multivariada de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo durante la Fase 2.	111
Figura.-6.- Contribución canónica de pH, conductividad eléctrica y temperatura a la diferenciación fisicoquímica del suelo.	115
Figura.-7.- Trayectoria temporal del pH del suelo por cultivo durante la Fase 2.	117
Figura.-8.- Separación del pH medio del suelo entre cultivos durante la Fase 2.	119
Figura.-9.- Trayectoria temporal de la conductividad eléctrica del suelo por cultivo durante la Fase 2.	121
Figura.-10.- Conductividad eléctrica media del suelo entre cultivos durante la Fase 2.	123
Figura.-11.- Trayectoria térmica del suelo por cultivo durante la Fase 2.	125
Figura.-12.- Gradiente térmico medio del suelo entre cultivos durante la Fase 2.	127
Figura.-13.- Integración funcional del sistema suelo–microorganismo–planta durante la bioestimulación inicial de los cultivos.	129

INDICE DE ANEXOS.

Anexo 1.- Obtencion de datos mediante sensores.....	145
Anexo 2.- Envio de datos	145
Anexo 3.- Fertilizacion de tratamientosevaluados	146
Anexo 4.- Fertilizacion en suelo alcalino.....	146
Anexo 5.- Dosificación de fertilización	147
Anexo 6.- Toma de datos.....	147
Anexo 7.- Toma de datos.....	148
Anexo 8.- Preparación de zeolita para inocular con bacterias.....	148
Anexo 9.- Zeolita inoculada	149
Anexo 10.- Dosificación de las bacterias.....	149
Anexo 11.- Dosificación de bacterias para aplicación en inoculación de zeolita	150
Anexo 11.- Codigos sas Fase 1	151
Anexo 11.- Codigos sas Fase 2	161

I. ANTECEDENTES

1.1. Introducción.

La sostenibilidad de los sistemas agrícolas depende de la conservación funcional del suelo como matriz viva, heterogénea y dinámicamente regulada por interacciones físicas, químicas y biológicas. La fertilidad edáfica no puede interpretarse únicamente como disponibilidad mineral, debido a que la transformación de nutrientes, la estabilidad de la materia orgánica, la respiración microbiana, la estructura de la rizósfera y la productividad vegetal dependen de comunidades microbianas activas que regulan funciones ecosistémicas simultáneas. En este contexto, la biodiversidad del suelo, integrada por bacterias, hongos, protistas e invertebrados, se ha asociado de manera positiva con procesos como ciclaje de nutrientes, descomposición, productividad vegetal y reducción del potencial de patogenicidad, lo que permite ubicar a la microbiota edáfica como componente central de la funcionalidad agrícola contemporánea (Delgado-Baquerizo et al., 2020).

El uso de microorganismos benéficos en agricultura se ha consolidado como una estrategia biotecnológica orientada a mejorar la nutrición vegetal, modular el ambiente rizosférico y favorecer el crecimiento de los cultivos bajo condiciones edáficas variables. Las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal, conocidas como PGPR por sus siglas en inglés, *Plant Growth-Promoting Rhizobacteria*, participan en procesos como fijación biológica de nitrógeno, solubilización de fósforo, producción de fitohormonas, síntesis de sideróforos, regulación del estado iónico y activación de respuestas fisiológicas asociadas con tolerancia al estrés. Estos mecanismos son relevantes para interpretar cambios en el pH, la conductividad eléctrica y el crecimiento inicial de las plantas, porque la actividad microbiana modifica tanto la disponibilidad nutrimental como la composición química de la solución del suelo (Bhat et al., 2023).

Dentro de los microorganismos benéficos de interés agrícola, las especies del género *Bacillus* presentan relevancia particular por su capacidad de formar endosporas, persistir bajo estrés ambiental, colonizar la rizósfera y producir metabolitos secundarios con actividad funcional. En *Bacillus subtilis*, la producción de lipopeptidos como surfactinas, iturinas y fengicinas se relaciona con formación de biopelículas, competencia

microbiana, antagonismo frente a fitopatógenos y modulación de interacciones planta–microorganismo. Estos compuestos no deben interpretarse únicamente como agentes antimicrobianos, sino como moléculas ecológicas que participan en el establecimiento rizosférico, la comunicación microbiana y la estabilidad funcional del inoculante dentro del suelo (Saiyam et al., 2024).

La aplicación directa de células microbianas al suelo enfrenta restricciones asociadas con pérdida de viabilidad, desecación, estrés osmótico, fluctuaciones de pH, variación térmica, competencia con microbiota nativa y depredación por microfauna edáfica. Por ello, la encapsulación de microorganismos benéficos debe entenderse como una tecnología de protección celular y liberación progresiva, no como una extensión directa de la lógica usada para fertilizantes encapsulados. Mientras la encapsulación de nutrientes regula principalmente la hidratación de una matriz, la disolución del compuesto activo y su difusión hacia el suelo, la encapsulación microbiana debe preservar células vivas, mantener su capacidad metabólica y favorecer su establecimiento gradual en la rizósfera (Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

La microencapsulación de bioinoculantes en matrices biodegradables, especialmente alginato, almidón, quitosano y otros biopolímeros naturales, permite formar estructuras capaces de amortiguar condiciones externas adversas y regular la salida progresiva de células viables hacia el ambiente edáfico. Los sistemas basados en alginato han mostrado atributos compatibles con la encapsulación bacteriana, entre ellos biocompatibilidad, biodegradabilidad, soporte de supervivencia celular y liberación dirigida. Esta base permite diferenciar con claridad la microencapsulación biotecnológica de bacterias y actinomicetos, cuya escala celular se ubica en el orden micrométrico, de la nanotecnología agrícola orientada a materiales de escala nanométrica (Saberri Riseh et al., 2021; Szopa et al., 2022).

La pertinencia agronómica de encapsular microorganismos benéficos se fortalece cuando se vincula con el monitoreo de variables fisicoquímicas del suelo. El pH regula la solubilidad de nutrimentos y la actividad microbiana; la conductividad eléctrica expresa la concentración de iones solubles asociados con mineralización, absorción radical y redistribución salina; la temperatura condiciona la respiración microbiana, la actividad enzimática y la velocidad de transformación de compuestos orgánicos. Por tanto, el seguimiento de pH, conductividad eléctrica y temperatura mediante sensores permite detectar respuestas temporales del sistema suelo–microorganismo–planta que podrían

no observarse con mediciones puntuales aisladas (Bhat et al., 2023; Delgado-Baquerizo et al., 2020; Rojas-Padilla et al., 2022).

La presente investigación se ubica en el campo de la microbiología agrícola y la biotecnología de bioinoculantes, debido a que evalúa el efecto de microorganismos benéficos encapsulados sobre variables fisicoquímicas del suelo monitoreadas con sensores y sobre respuestas iniciales del crecimiento vegetal. Bajo esta orientación, el eje conceptual no corresponde a nanofertilizantes, nanopartículas o materiales de escala nanométrica, sino a la microencapsulación de células microbianas viables en matrices biodegradables. Esta precisión conceptual es esencial para interpretar los cambios en pH, conductividad eléctrica y temperatura como respuestas derivadas de actividad microbiana, liberación progresiva, establecimiento rizosférico y formación de microambientes edáficos funcionales (Saberri Riseh et al., 2021; Szopa et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

1.2. El suelo agrícola como matriz fisicoquímica y biológica para la actividad de bioinoculantes microencapsulados

El suelo agrícola constituye una matriz reactiva donde la fase mineral, la materia orgánica, la solución del suelo, la fase gaseosa y la microbiota regulan de manera simultánea la disponibilidad de nutrimentos y la actividad biológica asociada con el crecimiento vegetal. En este sistema, la incorporación de microorganismos benéficos microencapsulados no ocurre en un medio inerte, sino en una matriz con gradientes de humedad, pH, oxígeno, temperatura, carbono disponible y concentración iónica. Estos gradientes determinan la hidratación de la matriz encapsulante, la supervivencia de las células microbianas, la difusión de metabolitos y el establecimiento progresivo del microorganismo en la rizósfera. Por ello, el análisis del pH, la conductividad eléctrica (CE) y la temperatura permite interpretar la respuesta del suelo como resultado de procesos fisicoquímicos y biológicos acoplados, no como variables independientes o únicamente descriptivas (Delgado-Baquerizo et al., 2020; Vassilev et al., 2020).

El pH del suelo regula la actividad de los microorganismos benéficos porque modifica la solubilidad de nutrimentos, la disponibilidad de fósforo, la especiación de micronutrimentos y la estabilidad de enzimas extracelulares. En bioinoculantes microencapsulados, la liberación progresiva de células viables puede favorecer la producción localizada de ácidos orgánicos, sideróforos, enzimas y metabolitos

secundarios capaces de alterar microgradientes químicos alrededor de la matriz. Esta respuesta es relevante porque pequeñas variaciones de pH pueden modificar la disponibilidad de fósforo, hierro, manganeso y calcio, además de afectar la composición de comunidades microbianas nativas que compiten o interactúan con el microorganismo inoculado. En consecuencia, el pH funciona como una variable central para evaluar si la microencapsulación promueve una actividad microbiana detectable en el ambiente edáfico (Bhat et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022).

La conductividad eléctrica expresa la concentración de iones solubles presentes en la solución del suelo y permite aproximar cambios en la dinámica iónica derivados de mineralización, solubilización, absorción radical, intercambio catiónico y liberación de compuestos desde la matriz encapsulante. En sistemas tratados con microorganismos benéficos, la CE puede modificarse por la actividad metabólica microbiana, la transformación de compuestos orgánicos, la movilización de nutrientes y la interacción entre exudados radicales y biomasa microbiana. Sin embargo, esta variable suele presentar una respuesta más amortiguada que el pH, porque depende de procesos simultáneos de adsorción, inmovilización, difusión y redistribución de sales en la matriz suelo-agua. Por esta razón, la CE debe interpretarse como un indicador de la dinámica iónica global del sistema, no como una medida directa de actividad microbiana aislada (Delgado-Baquerizo et al., 2020; Vassilev et al., 2020).

La temperatura del suelo condiciona la tasa metabólica de los microorganismos, la respiración, la actividad enzimática, la velocidad de mineralización y la difusión de solutos dentro de la matriz edáfica. En microorganismos microencapsulados, la temperatura también puede influir sobre la hidratación del biopolímero, la estabilidad física de la cápsula y la liberación gradual de células viables hacia el suelo. Bajo este enfoque, las variaciones térmicas registradas mediante sensores no deben interpretarse únicamente como cambios ambientales, sino como una variable física asociada con la actividad metabólica del sistema suelo-microorganismo-raíz. Esta lectura es particularmente importante cuando las diferencias absolutas de temperatura son pequeñas, pero estadísticamente consistentes, porque pueden reflejar cambios en respiración microbiana, actividad enzimática y estabilidad del microambiente edáfico (Rojas-Padilla et al., 2022; Szopa et al., 2022).

La estructura biológica del suelo condiciona el desempeño de los bioinoculantes microencapsulados porque las células liberadas desde la matriz deben establecerse en

un ambiente dominado por competencia microbiana, depredación por microfauna, fluctuaciones osmóticas y variación en la disponibilidad de carbono. La encapsulación adquiere relevancia precisamente porque protege a las células frente a desecación, estrés osmótico, cambios bruscos de pH, antagonismo microbiano y pérdida rápida de viabilidad. A diferencia de la encapsulación de nutrientes, donde el objetivo principal es controlar la disolución y difusión de un compuesto químico, la microencapsulación de microorganismos busca preservar células vivas con capacidad metabólica, favorecer su liberación progresiva y aumentar la probabilidad de establecimiento funcional en la rizósfera (Rojas-Sánchez et al., 2022; Saberi Riseh et al., 2021; Vassilev et al., 2020).

El monitoreo de pH, conductividad eléctrica y temperatura mediante sensores permite evaluar la respuesta temporal del suelo frente a la aplicación de microorganismos microencapsulados. Esta estrategia es pertinente porque la actividad microbiana no necesariamente produce respuestas inmediatas o lineales; por el contrario, puede expresarse mediante cambios graduales asociados con hidratación de la matriz, liberación celular, producción de metabolitos, interacción con raíces y estabilización del microambiente edáfico. En este sentido, los sensores permiten vincular la respuesta fisicoquímica del suelo con procesos biológicos dinámicos, lo que fortalece la interpretación experimental de bioinoculantes encapsulados como tecnología biotecnológica aplicada al manejo del sistema suelo-planta (Rojas-Padilla et al., 2022; Szopa et al., 2022).

1.3. Ecología microbiana del suelo y funcionalidad rizosférica

La ecología microbiana del suelo permite interpretar la rizósfera como un compartimento biológicamente activo donde las raíces, los exudados radicales, la materia orgánica, los minerales y las comunidades microbianas establecen redes de interacción que modifican la disponibilidad de nutrimentos y la respuesta fisiológica de las plantas. En esta zona, las bacterias promotoras del crecimiento vegetal no actúan de forma aislada, sino dentro de una comunidad regulada por competencia, cooperación, señales químicas, formación de biopelículas, intercambio de metabolitos y acceso diferencial a fuentes de carbono. Por ello, la aplicación de microorganismos benéficos encapsulados debe analizarse desde la ecología rizosférica, ya que la matriz de encapsulación solo representa la primera etapa de protección celular; el desempeño posterior depende de la capacidad del microorganismo para sobrevivir, liberarse,

establecerse y participar en redes funcionales del suelo (Alzate Zuluaga et al., 2024; Timofeeva et al., 2023).

La rizósfera concentra una fracción importante de los procesos biogeoquímicos que sostienen la nutrición vegetal, debido a que los exudados radicales aportan carbohidratos, aminoácidos, ácidos orgánicos, fenoles y otros compuestos que seleccionan microorganismos con capacidades metabólicas específicas. Esta selección microbiana puede favorecer la solubilización de fósforo, la movilización de potasio, zinc y hierro, la fijación biológica de nitrógeno y la inducción de respuestas de defensa vegetal. En este contexto, la funcionalidad rizosférica no depende únicamente de la presencia de microorganismos benéficos, sino de su actividad metabólica efectiva y de su acoplamiento con la química de la solución del suelo, lo que justifica el seguimiento de pH y conductividad eléctrica como variables sensibles a la transformación de nutrimentos y a la dinámica iónica del microambiente radical (Thepbandit & Athinuwat, 2024; Alzate Zuluaga et al., 2024).

La estructura de las comunidades microbianas del suelo responde a las prácticas agrícolas, a la fuente de fertilidad, a la profundidad, al contenido de materia orgánica y a la condición fisicoquímica del ambiente edáfico. Estudios recientes basados en secuenciación y modelos de aprendizaje automático han mostrado que las prácticas agrícolas modifican el ensamblaje de comunidades procarióticas y fúngicas, así como sus patrones de coocurrencia, con efectos diferenciados según la profundidad del suelo y la fuente de fertilidad. Esta evidencia es relevante para bioinoculantes encapsulados porque la célula liberada desde la matriz no entra en un espacio ecológico vacío, sino en una comunidad ya estructurada, donde la colonización depende de disponibilidad de recursos, compatibilidad con la microbiota nativa y estabilidad de las interacciones microbianas (Mo et al., 2024).

La inoculación bacteriana puede modificar simultáneamente propiedades químicas del suelo, composición del microbioma rizosférico y rasgos fenotípicos del cultivo. En frijol común, la aplicación de rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal alteró parámetros químicos de la rizósfera, disminuyó el pH, modificó componentes de acidez potencial, incrementó la diversidad bacteriana y aumentó la complejidad de redes de interacción microbiana; además, cepas específicas se asociaron con incrementos en nitrógeno, hierro y micorrización. Esta evidencia fortalece la lectura mecanística de los tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados, porque demuestra que la

inoculación no solo agrega células al suelo, sino que puede reorganizar procesos químicos y biológicos directamente relacionados con pH, disponibilidad nutrimental y respuesta vegetal (da Cunha et al., 2024).

La funcionalidad rizosférica también depende del carácter multiespecífico de las comunidades microbianas. El diseño de consorcios bacterianos se ha propuesto como una estrategia para aumentar adaptabilidad, persistencia y complementariedad funcional, debido a que distintas cepas pueden aportar mecanismos diferenciados de colonización, producción de metabolitos, solubilización de nutrimentos, tolerancia al estrés y formación de biopelículas. Esta perspectiva es relevante para sistemas encapsulados porque la matriz puede proteger células individuales o consorcios microbianos, pero la respuesta final del suelo dependerá de la compatibilidad entre los microorganismos formulados y la comunidad nativa. En consecuencia, la microencapsulación debe vincularse con ecología microbiana, no solo con tecnología de formulación, porque la liberación progresiva de células viables solo adquiere sentido agronómico cuando se traduce en actividad rizosférica sostenida (Timofeeva et al., 2023; Nam et al., 2023).

La actividad rizosférica se expresa en cambios medibles sobre la solución del suelo. La producción de ácidos orgánicos, sideróforos, enzimas extracelulares, polímeros microbianos y compuestos reguladores puede alterar la concentración de protones, la disponibilidad de iones solubles y la movilidad de nutrimentos alrededor de la raíz. Por esta razón, el pH y la conductividad eléctrica no deben entenderse como variables instrumentales aisladas, sino como indicadores de procesos microbianos y fisicoquímicos que ocurren durante la interacción entre microorganismos, raíz y matriz edáfica. En bioinoculantes encapsulados, esta interpretación adquiere mayor relevancia porque la liberación gradual de células puede generar microgradientes químicos menos abruptos, pero sostenidos en el tiempo, lo que puede explicar respuestas diferenciadas entre pH y conductividad eléctrica bajo monitoreo con sensores (Thepbandit & Athinuwat, 2024; da Cunha et al., 2024).

La temperatura del suelo interactúa con la ecología microbiana porque regula la tasa de respiración, el crecimiento bacteriano, la actividad enzimática y la velocidad de transformación de compuestos orgánicos e inorgánicos. Aunque la temperatura puede considerarse una variable física, su efecto sobre el metabolismo microbiano la convierte en un componente funcional de la rizósfera. En sistemas con microorganismos benéficos

encapsulados, su seguimiento permite interpretar si el microambiente edáfico favorece actividad biológica suficiente para sostener liberación celular, colonización y transformación nutrimental. Por tanto, la lectura conjunta de temperatura, pH y conductividad eléctrica permite aproximar la funcionalidad del sistema suelo–microorganismo–raíz con mayor solidez que la evaluación aislada de una sola variable (Mo et al., 2024; Alzate Zuluaga et al., 2024).

La ecología microbiana del suelo proporciona el fundamento para diferenciar una aplicación convencional de microorganismos libres de una estrategia basada en microencapsulación. Una célula aplicada directamente queda expuesta a competencia por carbono, fluctuaciones osmóticas, cambios de humedad, variación de pH, antagonismo microbiano y depredación por microfauna. La encapsulación biotecnológica se justifica porque ofrece una barrera temporal que aumenta la probabilidad de supervivencia y permite una liberación más gradual hacia la rizósfera. Bajo esta lógica, la funcionalidad del bioinoculante encapsulado no se evalúa únicamente por la presencia del microorganismo, sino por su capacidad para modificar procesos rizosféricos detectables mediante pH, conductividad eléctrica, temperatura y respuestas tempranas de crecimiento vegetal (Nam et al., 2023; da Cunha et al., 2024).

1.4. Microorganismos benéficos asociados al crecimiento vegetal

Los microorganismos benéficos asociados al crecimiento vegetal comprenden bacterias, hongos y actinomicetos capaces de establecer interacciones funcionales con raíces, rizósfera o tejidos internos de la planta. Su relevancia agronómica no deriva únicamente de su presencia en el suelo, sino de su capacidad para colonizar nichos específicos, competir por recursos, producir metabolitos, transformar nutrimentos y modificar respuestas fisiológicas del hospedante. En la rizósfera, estos microorganismos participan en un proceso secuencial que incluye reconocimiento de señales quimiotácticas emitidas por la raíz, adhesión a la superficie radical, ajuste frente a respuestas inmunes de la planta y formación de biopelículas; estos pasos determinan la persistencia del microorganismo y la posibilidad de expresar mecanismos de promoción del crecimiento bajo condiciones edáficas reales (Yang et al., 2024).

Las bacterias promotoras del crecimiento vegetal, conocidas como PGPB por sus siglas en inglés, *Plant Growth-Promoting Bacteria*, pueden actuar mediante mecanismos directos e indirectos que modifican la nutrición, la arquitectura radical y el equilibrio

fisiológico de la planta. Entre los mecanismos directos se incluyen fijación biológica de nitrógeno, solubilización de fosfatos, producción de fitohormonas, secreción de sideróforos y estimulación de la absorción nutrimental. Entre los mecanismos indirectos destacan la supresión de patógenos, competencia por nichos, producción de enzimas líticas, inducción de respuestas de defensa y formación de consorcios funcionales. Esta diversidad funcional explica por qué los bioinoculantes microbianos pueden afectar variables morfológicas como altura de planta y número de hojas, además de modificar la dinámica química del suelo mediante cambios en disponibilidad de iones y metabolitos solubles (Timofeeva et al., 2023).

La solubilización microbiana de fósforo representa uno de los mecanismos más relevantes para vincular microorganismos benéficos con cambios en pH y conductividad eléctrica del suelo. Las bacterias solubilizadoras de fosfato pueden transformar formas insolubles de fósforo en especies disponibles para la planta mediante acidificación localizada, liberación de ácidos orgánicos, quelación de cationes y actividad enzimática sobre compuestos orgánicos fosforados. Estos procesos modifican la concentración de protones y la composición iónica de la solución del suelo, por lo que pueden expresarse como variaciones de pH y conductividad eléctrica cuando se monitorean de forma temporal. La respuesta no necesariamente es lineal, debido a que la liberación de iones se encuentra regulada por adsorción, precipitación, inmovilización microbiana y absorción radical (Pan et al., 2023).

El género *Bacillus* ocupa una posición destacada dentro de los microorganismos benéficos agrícolas porque combina resistencia ambiental, formación de endosporas, capacidad de colonización rizosférica y producción de metabolitos secundarios. En *Bacillus subtilis*, la formación de biopelículas favorece la permanencia en la raíz y la ocupación de microhábitats ricos en exudados, mientras que la producción de lipopeptidos, enzimas hidrolíticas, ácido indolacético y sideróforos permite conectar la actividad microbiana con nutrición vegetal, control biológico y modificación del microambiente edáfico. Esta combinación de rasgos resulta relevante para sistemas microencapsulados, porque la matriz protege temporalmente la célula, pero la respuesta agronómica depende de que el microorganismo liberado conserve capacidad de colonización, metabolismo activo y competencia rizosférica (Jan et al., 2023).

Los lipopeptidos de *Bacillus subtilis*, particularmente surfactinas, iturinas y fengicinas, constituyen metabolitos con función ecológica en la rizósfera. Las surfactinas se han

asociado con motilidad, formación de biopelículas, colonización radical y señalización microbiana; las iturinas y fengicinas se relacionan con antagonismo frente a hongos fitopatógenos y estabilidad competitiva del microorganismo en el suelo. Aunque estos compuestos suelen discutirse desde el control biológico, también son relevantes para la funcionalidad del bioinoculante porque favorecen el establecimiento del microorganismo, su interacción con la raíz y la persistencia en comunidades microbianas complejas. En términos de esta tesis, estos mecanismos ayudan a explicar por qué un microorganismo encapsulado puede modificar el ambiente edáfico después de su liberación, especialmente cuando mantiene actividad metabólica sostenida (Dong et al., 2022; Jan et al., 2023).

La producción de sideróforos representa otro mecanismo funcional relevante, debido a que estos compuestos quelan hierro férrico y modifican su disponibilidad en la rizósfera. Este proceso puede favorecer la nutrición vegetal y, al mismo tiempo, limitar el acceso de microorganismos competidores al hierro disponible. En paralelo, la producción de fitohormonas como ácido indolacético puede modificar la arquitectura radical, incrementar la superficie de absorción y favorecer una mayor exploración del suelo. Cuando estos procesos ocurren en un sistema tratado con microorganismos encapsulados, la liberación progresiva de células puede generar respuestas graduales en la solución del suelo y en el crecimiento inicial de la planta, lo que justifica medir simultáneamente variables edáficas y morfológicas (Jan et al., 2023; Timofeeva et al., 2023).

La colonización efectiva es un punto crítico para que los microorganismos benéficos expresen funciones agronómicas. La raíz libera exudados que actúan como fuentes de carbono y señales químicas; en respuesta, las bacterias se desplazan por quimiotaxis, se adhieren a la superficie radical y forman biopelículas que aumentan su permanencia en el nicho rizosférico. Este proceso permite que el microorganismo mantenga proximidad con la raíz, intercambie metabolitos y participe en la transformación local de nutrientes. Por ello, la microencapsulación no debe interpretarse como una simple protección física, sino como una estrategia que incrementa la probabilidad de que las células lleguen viables al suelo y puedan completar las etapas de colonización necesarias para expresar efectos sobre pH, conductividad eléctrica, temperatura y crecimiento vegetal (Yang et al., 2024).

Los microorganismos benéficos también pueden modificar la respuesta vegetal frente a estrés biótico y abiótico mediante regulación hormonal, activación de defensa, ajuste osmótico y mejoramiento de la adquisición nutrimental. Estos procesos adquieren importancia en cultivos durante etapas iniciales, donde la arquitectura radical y la emisión de hojas determinan la capacidad de exploración del suelo y el establecimiento temprano. En este sentido, variables como altura de planta y número de hojas constituyen indicadores morfológicos útiles para detectar si la actividad microbiana se traduce en crecimiento vegetal observable. La interpretación de estas variables debe relacionarse con los mecanismos microbianos y con el ambiente edáfico monitoreado, debido a que la bioestimulación depende de la interacción entre microorganismo, suelo y especie vegetal (Solomon et al., 2024; Timofeeva et al., 2023).

En sistemas agrícolas con bioinoculantes, la respuesta del cultivo depende tanto del potencial funcional del microorganismo como del contexto edáfico donde se aplica. La misma cepa puede mostrar respuestas distintas según pH, materia orgánica, humedad, temperatura, concentración salina, competencia microbiana y tipo de cultivo. Esta variabilidad justifica el uso de tecnologías de microencapsulación para proteger la viabilidad celular y favorecer una liberación progresiva, pero también exige monitorear variables fisicoquímicas del suelo para interpretar la respuesta del sistema. Bajo este enfoque, los microorganismos benéficos asociados al crecimiento vegetal constituyen agentes biológicos capaces de modificar procesos rizosféricos, siempre que logren establecerse en la matriz edáfica y expresar mecanismos funcionales compatibles con el ambiente del cultivo (Jan et al., 2023; Yang et al., 2024).

1.5. Rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal y transformación de nutrientes

Las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal, conocidas como PGPR por sus siglas en inglés, *Plant Growth-Promoting Rhizobacteria*, constituyen un grupo funcional de bacterias capaces de colonizar la rizósfera, interactuar con exudados radicales y modificar procesos nutrimentales que regulan el crecimiento inicial de las plantas. Su acción agronómica no se limita a la presencia de células viables en el suelo, porque depende de la expresión de mecanismos metabólicos asociados con fijación biológica de nitrógeno, solubilización de fósforo, movilización de potasio, producción de fitohormonas, síntesis de sideróforos, formación de biopelículas y modificación de la arquitectura radical. Desde esta perspectiva, las PGPR deben interpretarse como agentes biológicos que transforman el ambiente edáfico y la fisiología radical de forma simultánea, lo que

permite conectar su actividad con variables como pH, conductividad eléctrica, disponibilidad nutrimental, altura de planta y emisión de hojas (Khoso et al., 2024).

La transformación microbiana de nutrientes ocurre principalmente en la interfase raíz-suelo, donde los exudados radicales aportan fuentes de carbono que estimulan poblaciones bacterianas con capacidades funcionales específicas. En esta zona, las PGPR pueden incrementar la eficiencia de absorción nutrimental al modificar la raíz, inducir respuestas hormonales y favorecer la actividad de transportadores asociados con la adquisición de minerales. Esta relación es relevante para bioinoculantes microencapsulados porque la matriz protege inicialmente a la célula, pero la respuesta final depende de que el microorganismo liberado mantenga actividad metabólica y participe en la transformación de nutrientes dentro de la rizósfera. Así, la microencapsulación debe entenderse como un medio para conservar viabilidad y favorecer establecimiento, mientras que la promoción del crecimiento depende de procesos bioquímicos activos posteriores a la liberación celular (de Andrade et al., 2023; Khoso et al., 2024).

La solubilización de fósforo representa un mecanismo central para explicar la relación entre PGPR, pH y disponibilidad nutrimental. En muchos suelos agrícolas, una proporción alta del fósforo aplicado queda retenida en formas minerales de baja disponibilidad, especialmente por precipitación o adsorción con calcio, hierro, aluminio y arcillas. Las bacterias solubilizadoras de fosfato pueden movilizar estas fracciones mediante producción de ácidos orgánicos, liberación de protones, quelación de cationes y actividad fosfatasa sobre compuestos orgánicos fosforados. Estos mecanismos generan cambios locales en la reacción química del suelo y pueden modificar la concentración de iones en solución; por ello, el pH y la conductividad eléctrica funcionan como indicadores indirectos de procesos de movilización nutrimental inducidos por actividad bacteriana (Beltrán-Medina et al., 2023).

La evidencia experimental reciente muestra que la inoculación con bacterias solubilizadoras de fosfato puede modificar fracciones de fósforo del suelo y mejorar el desempeño del cultivo. En maíz, la inoculación con *Rhizobium* sp. B02 incrementó la fracción de fósforo inorgánico lábil bajo 50 % de fertilización fosfatada, mejoró la longitud del tallo y el peso seco del brote en etapas vegetativas, y permitió alcanzar un rendimiento similar al de la fertilización completa. Este tipo de respuesta confirma que las PGPR no solo promueven crecimiento por estimulación hormonal, sino que también

alteran fracciones químicas del suelo directamente relacionadas con disponibilidad nutrimental y eficiencia de fertilización (Beltrán-Medina et al., 2023).

La fijación biológica de nitrógeno y la movilización de formas nitrogenadas también forman parte de la acción funcional de las PGPR. Bacterias asociativas y endofíticas pueden contribuir a la incorporación de nitrógeno reducido en sistemas no leguminosos, mientras que otras cepas modifican la absorción vegetal mediante estimulación radical, actividad enzimática y cambios en la composición del microbioma rizosférico. Aunque la magnitud de esta contribución depende de especie bacteriana, genotipo vegetal, disponibilidad de carbono, oxígeno, humedad y estado nutrimental del suelo, su relevancia agronómica radica en que puede complementar la nutrición mineral y disminuir la dependencia de fertilizantes sintéticos bajo esquemas de manejo biológico. En el contexto de microorganismos microencapsulados, este mecanismo requiere células viables, actividad metabólica sostenida y establecimiento rizosférico suficiente para que el efecto sea detectable en el crecimiento vegetal (Sun et al., 2024).

La producción de sideróforos constituye otro proceso clave en la transformación de nutrientes, debido a que estos compuestos quelan hierro férrico y modifican su disponibilidad para plantas y microorganismos. La competencia por hierro es un componente crítico de la rizósfera, porque este elemento participa en fotosíntesis, respiración, síntesis de clorofila y actividad de enzimas redox. Las PGPR productoras de sideróforos pueden favorecer la nutrición férrica de la planta y restringir el acceso de microorganismos competidores o fitopatógenos al hierro disponible. Esta actividad puede alterar la composición iónica del microambiente rizosférico y contribuir a cambios detectables en conductividad eléctrica, particularmente cuando se combina con solubilización de fósforo, movilización de micronutrientes y liberación de metabolitos orgánicos (Biswas et al., 2024).

La transformación microbiana de potasio, zinc y otros elementos amplía el alcance funcional de las PGPR dentro del sistema suelo-planta. Algunas bacterias liberan ácidos orgánicos, polisacáridos, enzimas y metabolitos capaces de movilizar nutrientes desde minerales primarios, fracciones adsorbidas o complejos orgánico-minerales. Estos procesos pueden incrementar la concentración de iones disponibles en la solución del suelo, aunque su expresión depende de la capacidad amortiguadora del suelo, la textura, la materia orgánica, el pH y la humedad. Por esta razón, la conductividad eléctrica debe interpretarse con cautela: un cambio en CE puede reflejar movilización iónica, liberación

desde la matriz, absorción radical o redistribución de sales, no una sola ruta metabólica aislada (Khoso et al., 2024; Zou et al., 2024).

La relación entre PGPR y crecimiento vegetal está mediada también por cambios en la raíz. La producción bacteriana de ácido indol-3-acético, giberelinas, citocininas y otros reguladores puede modificar elongación radical, ramificación, formación de pelos absorbentes y superficie de contacto con el suelo. Al aumentar la exploración radical, la planta puede absorber más agua y nutrientes, lo que se expresa posteriormente en variables morfológicas como altura de planta, área foliar y número de hojas. En estudios con bioinoculantes microencapsulados, esta secuencia resulta central: primero ocurre protección celular y liberación gradual; después, establecimiento rizosférico y actividad metabólica; finalmente, modificación de la arquitectura radical y respuesta morfológica del cultivo (Khoso et al., 2024; Sun et al., 2024).

La coaplicación de PGPR con materiales portadores o matrices funcionales puede modificar la respuesta del suelo y la comunidad microbiana. En un estudio con col china, la combinación de biocarbón y PGPR aumentó contenidos de nitrógeno hidrolizable alcalino, fósforo disponible, potasio disponible y materia orgánica; además, incrementó la abundancia de microorganismos benéficos como *Streptomyces*, *Lysobacter*, *Bacillus* y *Pseudomonas*. Esta evidencia es relevante para la tesis porque muestra que el soporte del microorganismo no es un componente pasivo: puede influir sobre colonización, fertilidad, diversidad bacteriana y rendimiento. En microencapsulación, la matriz cumple una función análoga de protección y regulación, aunque con énfasis en viabilidad celular y liberación progresiva (Zou et al., 2024).

La interpretación de PGPR en sistemas con sensores debe considerar que la transformación de nutrientes no ocurre como una respuesta única o instantánea, sino como un proceso temporal dependiente de hidratación, liberación celular, colonización, competencia microbiana y demanda radical. Por ello, pH, conductividad eléctrica y temperatura permiten aproximar la dinámica funcional del suelo cuando se monitorean durante la respuesta inicial al bioinoculante. El pH refleja cambios en protones, ácidos orgánicos y reacciones de solubilización; la conductividad eléctrica expresa variaciones en iones solubles; la temperatura condiciona respiración, actividad enzimática y velocidad metabólica. Esta lectura fortalece la relación entre rizobacterias, transformación de nutrientes y crecimiento temprano de cultivos, sin reducir el

fenómeno a una respuesta fertilizante convencional (Beltrán-Medina et al., 2023; Khoso et al., 2024; Zou et al., 2024).

1.6. Bacterias y actinomicetos como bioinoculantes agrícolas

Las bacterias y los actinomicetos constituyen grupos microbianos de alta relevancia para el diseño de bioinoculantes agrícolas, debido a su capacidad para colonizar la rizósfera, transformar nutrientes, producir metabolitos secundarios, modificar comunidades microbianas y estimular respuestas fisiológicas asociadas con el crecimiento vegetal. A diferencia de un fertilizante mineral, cuyo efecto depende principalmente de la disponibilidad química del nutriente aplicado, un bioinoculante microbiano requiere viabilidad celular, establecimiento ecológico y expresión metabólica dentro del suelo. Esta diferencia es central para el presente enfoque, porque la encapsulación de bacterias y actinomicetos no corresponde a la liberación controlada de un compuesto químico, sino a la protección de células vivas capaces de actuar sobre procesos rizosféricos, disponibilidad nutricional, pH, conductividad eléctrica (CE) y crecimiento inicial de la planta (Orozco-Mosqueda et al., 2021; Samantaray et al., 2024).

Las bacterias promotoras del crecimiento vegetal, conocidas como PGPB por sus siglas en inglés, *Plant Growth-Promoting Bacteria*, incluyen géneros con capacidad de adaptación edáfica y expresión funcional múltiple, entre ellos *Bacillus*, *Pseudomonas*, *Azospirillum*, *Rhizobium*, *Paenibacillus* y *Azotobacter*. Estos microorganismos pueden favorecer el crecimiento vegetal mediante producción de fitohormonas, fijación biológica de nitrógeno, solubilización de fósforo, síntesis de sideróforos, actividad antagonista frente a fitopatógenos y formación de biopelículas. En condiciones de campo, su efecto depende de la compatibilidad entre la cepa, el cultivo, el suelo y la formulación, por lo que la tecnología de encapsulación adquiere relevancia como estrategia para aumentar estabilidad, supervivencia inicial y liberación progresiva del microorganismo hacia la rizósfera (Orozco-Mosqueda et al., 2021; Samantaray et al., 2024).

El género *Bacillus* ocupa una posición destacada dentro de los bioinoculantes bacterianos debido a su capacidad de formar endosporas, resistir condiciones ambientales adversas y producir metabolitos asociados con colonización radical, promoción del crecimiento y control biológico. Esta resistencia fisiológica facilita su formulación, pero no elimina los desafíos derivados del ambiente edáfico, donde las células se enfrentan a fluctuaciones de humedad, variación osmótica, competencia

microbiana, cambios de pH y presión de depredación por microfauna. En sistemas microencapsulados, la matriz funciona como una barrera temporal que reduce el choque ambiental inicial y permite que la liberación de células viables ocurra de manera más gradual, aumentando la probabilidad de establecimiento funcional en el microambiente radical (Orozco-Mosqueda et al., 2021; Samantaray et al., 2024).

Los actinomicetos, particularmente especies del género *Streptomyces*, también presentan alto valor como bioinoculantes por su capacidad para producir enzimas extracelulares, sideróforos, fitohormonas, compuestos orgánicos volátiles y metabolitos antimicrobianos. Estas características permiten que actúen como promotores del crecimiento vegetal y como agentes de control biológico dentro de la rizósfera. La relevancia de *Streptomyces* se relaciona con su capacidad para generar diversos compuestos bioactivos con efecto sobre fitopatógenos y sobre la dinámica microbiana del suelo, lo que favorece su uso como componente de estrategias biológicas para sistemas agrícolas con menor dependencia de insumos sintéticos (Boukhatem et al., 2022; Khan et al., 2023).

La acción de bacterias y actinomicetos como bioinoculantes puede modificar la solución del suelo mediante procesos de solubilización, mineralización, quelación y producción de metabolitos. La liberación de ácidos orgánicos y protones puede alterar el pH local; la producción de sideróforos puede modificar la disponibilidad de hierro; la actividad fosfatasa puede contribuir a la transformación de fósforo orgánico; la degradación de polímeros orgánicos puede liberar compuestos con efecto sobre la composición iónica del medio. Estos procesos justifican el seguimiento de pH y CE como variables fisicoquímicas asociadas con la actividad microbiana, aunque su interpretación debe considerar que ambas respuestas resultan de procesos simultáneos de adsorción, absorción radical, inmovilización microbiana y capacidad amortiguadora del suelo (Boukhatem et al., 2022; Orozco-Mosqueda et al., 2021).

Los mecanismos indirectos de bacterias y actinomicetos incluyen competencia por espacio y recursos, producción de antibióticos, emisión de compuestos volátiles, síntesis de enzimas líticas y activación de defensas vegetales. En *Streptomyces*, la producción de metabolitos antimicrobianos se ha documentado como uno de los atributos centrales para su uso en control biológico, mientras que en *Bacillus* la formación de biopelículas, la producción de lipopeptidos y la persistencia mediante endosporas fortalecen su capacidad de permanencia en la rizósfera. Estos mecanismos no solo inciden sobre

patógenos, también pueden reorganizar interacciones microbianas locales y modificar procesos de transformación de nutrientes, con posibles efectos sobre pH, CE y desarrollo inicial del cultivo (Khan et al., 2023; Orozco-Mosqueda et al., 2021).

La formulación representa una fase crítica para el desempeño de bacterias y actinomicetos en campo, porque una cepa con actividad promotora comprobada en laboratorio puede perder eficacia si no conserva viabilidad, estabilidad fisiológica y capacidad de establecimiento después de su aplicación. Los bioinoculantes enfrentan barreras asociadas con almacenamiento, calidad microbiológica, compatibilidad con portadores, supervivencia bajo estrés edáfico y variabilidad ambiental. Por ello, la microencapsulación en matrices biodegradables debe interpretarse como una estrategia biotecnológica orientada a proteger células, amortiguar el contacto inicial con el suelo y regular la liberación microbiana, no como una tecnología equivalente a la encapsulación de fertilizantes minerales (Orozco-Mosqueda et al., 2021; Samantaray et al., 2024).

En el contexto de la presente investigación, bacterias y actinomicetos encapsulados deben evaluarse mediante respuestas que conecten viabilidad microbiana, actividad metabólica y funcionamiento edáfico. El pH permite aproximar procesos de acidificación, alcalinización o amortiguamiento químico asociados con metabolismo microbiano; la CE permite registrar cambios en la concentración de iones solubles derivados de solubilización, mineralización, liberación desde la matriz y absorción radical; la temperatura permite interpretar condiciones físicas que regulan respiración, actividad enzimática y velocidad metabólica. Esta lectura articula la función del bioinoculante con el monitoreo mediante sensores y evita reducir el fenómeno a una respuesta de fertilización convencional (Boukhatem et al., 2022; Samantaray et al., 2024).

La selección de bacterias y actinomicetos para formulaciones agrícolas debe sustentarse en criterios microbiológicos, ecológicos y funcionales. La identidad del microorganismo, su capacidad de colonización, la producción de metabolitos, la tolerancia a estrés, la compatibilidad con la matriz encapsulante y la interacción con el cultivo determinan la magnitud de la respuesta. Bajo esta perspectiva, los bioinoculantes encapsulados corresponden a una tecnología basada en células vivas y procesos rizosféricos, por lo que su marco conceptual debe ubicarse en la microbiología agrícola y la biotecnología de formulaciones microbianas, no en la nanotecnología de materiales o nanofertilizantes (Khan et al., 2023; Orozco-Mosqueda et al., 2021; Samantaray et al., 2024).

1.7. *Bacillus subtilis* y otros microorganismos benéficos en la rizósfera

Bacillus subtilis constituye una de las bacterias promotoras del crecimiento vegetal con mayor relevancia en microbiología agrícola, debido a su capacidad para formar endosporas, persistir bajo condiciones ambientales adversas, colonizar superficies radicales y producir metabolitos secundarios con funciones ecológicas en la rizósfera. Su importancia no se limita al control biológico de fitopatógenos, ya que también participa en procesos relacionados con formación de biopelículas, movilización de nutrientes, producción de compuestos reguladores del crecimiento y estabilización de interacciones planta–microorganismo. Esta versatilidad permite ubicar a *B. subtilis* como un modelo funcional para comprender cómo un microorganismo benéfico puede modificar el microambiente edáfico después de su liberación desde una matriz microencapsulante (Adjei et al., 2025; Jan et al., 2023).

La colonización rizosférica de *B. subtilis* depende de una secuencia de eventos fisiológicos que incluye quimiotaxis hacia exudados radicales, adhesión a la superficie de la raíz, producción de matriz extracelular y formación de biopelículas. Las biopelículas favorecen la permanencia bacteriana en microhábitats ricos en carbono, protegen frente a fluctuaciones ambientales y permiten interacciones más estables con la planta hospedante. En términos mecanísticos, esta capacidad es relevante para bioinoculantes microencapsulados porque la matriz protege inicialmente a las células, pero la eficacia posterior depende de que el microorganismo liberado pueda adherirse, multiplicarse y sostener actividad metabólica dentro de la rizósfera (Yang et al., 2024).

Los lipopeptidos producidos por *B. subtilis*, especialmente surfactinas, iturinas y fengicinas, constituyen metabolitos centrales para su función rizosférica. Las surfactinas se han asociado con motilidad, colonización radical y formación de biopelículas, mientras que las fengicinas e iturinas presentan actividad antifúngica y contribuyen a la estabilidad competitiva del microorganismo frente a otros miembros de la microbiota del suelo. Esta diferenciación funcional es importante porque muestra que los metabolitos de *B. subtilis* no deben interpretarse solo como compuestos antimicrobianos, sino como moléculas ecológicas que regulan colonización, competencia y persistencia del bioinoculante en el sistema suelo–raíz (Dong et al., 2022; Markelova et al., 2025).

La producción de surfactinas tiene relevancia particular para sistemas de microencapsulación, porque la colonización efectiva posterior a la liberación celular requiere movilidad, adhesión y establecimiento sobre la raíz. En *B. subtilis* NCD-2, la surfactina se ha relacionado principalmente con colonización radical, mientras que la fengicina mostró mayor contribución antifúngica frente a *Verticillium dahliae*. Esta separación funcional permite interpretar que distintos metabolitos pueden actuar sobre componentes diferentes del sistema: unos favorecen establecimiento y persistencia del microorganismo, mientras otros contribuyen a la regulación biótica del microambiente rizosférico (Dong et al., 2022).

Además de lipopeptidos, *B. subtilis* puede producir sideróforos, ácido indol-3-acético, enzimas hidrolíticas y compuestos orgánicos asociados con la transformación de nutrientes. Los sideróforos modifican la disponibilidad de hierro en la rizósfera, mientras que la producción de fitohormonas puede alterar la arquitectura radical, incrementar la formación de raíces laterales y favorecer mayor exploración del suelo. Estos procesos conectan la actividad bacteriana con variables morfológicas como altura de planta y número de hojas, porque una raíz más activa puede mejorar la absorción de agua y nutrimentos durante el establecimiento temprano del cultivo (Jan et al., 2023; Timofeeva et al., 2023).

La relación entre *B. subtilis* y la dinámica fisicoquímica del suelo puede expresarse mediante cambios en pH y conductividad eléctrica. La producción de ácidos orgánicos, la solubilización de fosfatos, la liberación de metabolitos y la interacción con exudados radicales pueden modificar la concentración de protones y la composición iónica de la solución del suelo. No obstante, estas respuestas no deben interpretarse como efectos lineales o exclusivos de una sola ruta metabólica, porque el pH y la conductividad eléctrica también dependen de adsorción, precipitación, capacidad amortiguadora, inmovilización microbiana y absorción radical. Por ello, el monitoreo mediante sensores permite aproximar la evolución temporal de la actividad microbiana sin reducir el fenómeno a una medición química aislada (Bakki et al., 2024; Jan et al., 2023).

Otros microorganismos benéficos de la rizósfera, como *Pseudomonas*, *Rhizobium*, *Azospirillum*, *Paenibacillus* y *Streptomyces*, también participan en procesos de promoción vegetal mediante solubilización de nutrientes, fijación de nitrógeno, producción de sideróforos, síntesis de fitohormonas y regulación de patógenos. La relevancia de estos géneros radica en que pueden actuar de manera complementaria

dentro de consorcios microbianos, donde diferentes cepas aportan funciones especializadas de colonización, nutrición, tolerancia al estrés o control biológico. En formulaciones encapsuladas, esta complementariedad puede ser útil siempre que exista compatibilidad fisiológica entre microorganismos, matriz, suelo y cultivo (Boukhatem et al., 2022; Timofeeva et al., 2023).

Los actinomicetos, particularmente especies del género *Streptomyces*, representan un grupo funcional distinto pero complementario a *Bacillus*, debido a su capacidad para producir enzimas extracelulares, metabolitos antimicrobianos, compuestos orgánicos volátiles, sideróforos y reguladores del crecimiento vegetal. Su actividad puede modificar la estructura microbiana de la rizósfera y contribuir a procesos de descomposición, mineralización y competencia frente a fitopatógenos. Esta funcionalidad resulta pertinente para bioinoculantes encapsulados porque la protección celular y la liberación gradual pueden favorecer la supervivencia inicial de microorganismos que, una vez establecidos, actúan sobre procesos biológicos y químicos del suelo (Boukhatem et al., 2022).

La temperatura del suelo interactúa con la actividad de *B. subtilis* y otros microorganismos benéficos porque regula germinación de esporas, crecimiento celular, respiración, síntesis de metabolitos y actividad enzimática. En una formulación microencapsulada, la temperatura también puede afectar la hidratación del biopolímero, la difusión de metabolitos y la velocidad de liberación celular. Por esta razón, la temperatura debe interpretarse como una variable física con relevancia biológica directa, especialmente cuando se evalúan bioinoculantes mediante sensores y se busca relacionar la dinámica edáfica con respuestas tempranas del cultivo (Adjei et al., 2025; Yang et al., 2024).

La incorporación de *B. subtilis* y otros microorganismos benéficos en matrices microencapsuladas permite conectar la fisiología microbiana con la funcionalidad del sistema suelo-planta. La matriz protege frente a desecación, estrés osmótico, competencia microbiana y variación ambiental; posteriormente, la célula liberada debe colonizar la rizósfera, producir metabolitos, interactuar con raíces y modificar procesos nutrimentales. Bajo este enfoque, la microencapsulación no constituye un simple método de formulación, sino una estrategia biotecnológica que incrementa la probabilidad de que los mecanismos funcionales del microorganismo se expresen en el

suelo y sean detectables mediante pH, conductividad eléctrica, temperatura y crecimiento inicial del cultivo (Adjei et al., 2025; Jan et al., 2023; Yang et al., 2024).

1.8. Metabolitos microbianos asociados a la actividad rizosférica

Los metabolitos microbianos producidos en la rizósfera constituyen mediadores químicos que conectan la actividad de bacterias, hongos y actinomicetos con la nutrición vegetal, la colonización radical, la competencia microbiana y la respuesta fisiológica de la planta. Estos compuestos incluyen ácidos orgánicos, sideróforos, fitohormonas, enzimas extracelulares, lipopeptidos, compuestos orgánicos volátiles, exopolisacáridos y moléculas señalizadoras que modifican el microambiente suelo-raíz. Su relevancia para los bioinoculantes microencapsulados radica en que la matriz protege inicialmente a las células, pero la respuesta funcional depende de que el microorganismo liberado conserve actividad metabólica suficiente para producir compuestos capaces de alterar la solución del suelo, la disponibilidad nutrimental y la interacción con la raíz (Chen et al., 2024; Khoso et al., 2024).

Los ácidos orgánicos microbianos representan una vía central para explicar la relación entre actividad rizosférica, pH y disponibilidad de nutrimentos. Compuestos como ácido glucónico, cítrico, oxálico, málico y láctico pueden acidificar microzonas del suelo, liberar protones, quelar cationes y favorecer la solubilización de fosfatos, hierro, zinc, manganeso y otros elementos retenidos en fracciones minerales u orgánico-minerales. En bioinoculantes microencapsulados, la liberación progresiva de células viables puede generar microgradientes químicos más sostenidos que una aplicación directa, lo que permite interpretar variaciones de pH como una respuesta asociada con metabolismo microbiano, transformación de nutrientes y capacidad amortiguadora del suelo (Chen et al., 2024; Pan et al., 2023).

Los sideróforos son metabolitos quelantes de hierro producidos por diversos microorganismos rizosféricos bajo condiciones de baja disponibilidad férrica. Su función ecológica consiste en captar hierro férrico, modificar su movilidad en la rizósfera y regular la competencia entre microorganismos y raíces por este elemento. Esta actividad puede favorecer la nutrición vegetal y limitar el establecimiento de microorganismos competidores que dependen del mismo recurso, por lo que los sideróforos participan tanto en promoción del crecimiento como en estabilidad competitiva del bioinoculante. En sistemas monitoreados mediante sensores, estos procesos pueden contribuir a

cambios en la conductividad eléctrica (CE), debido a que modifican la composición de complejos solubles, la disponibilidad de cationes y la dinámica iónica de la solución del suelo (Biswas et al., 2024; Chen et al., 2024).

La producción microbiana de fitohormonas, especialmente ácido indol-3-acético, giberelinas y citocininas, constituye una ruta importante de bioestimulación temprana. El ácido indol-3-acético puede estimular elongación radical, formación de raíces laterales y desarrollo de pelos absorbentes, lo que incrementa la superficie de contacto entre raíz y suelo. Esta respuesta modifica la absorción de agua y nutrimentos y puede expresarse posteriormente en altura de planta, área foliar y número de hojas. En microorganismos encapsulados, la relevancia de este mecanismo depende de la viabilidad celular después de la liberación, la proximidad con la raíz y la disponibilidad de precursores metabólicos presentes en los exudados radicales (Khoso et al., 2024; Sun et al., 2024).

Los lipopeptidos cíclicos producidos por bacterias benéficas, particularmente especies de *Bacillus* y *Pseudomonas*, actúan como mediadores de colonización, competencia, comunicación y defensa en la rizósfera. En *Bacillus subtilis*, surfactinas, iturinas y fengicinas participan en procesos diferenciados: las surfactinas se asocian con motilidad, formación de biopelículas y colonización radical; las iturinas y fengicinas muestran actividad antifúngica y contribuyen a la estabilidad competitiva del microorganismo. Esta función ecológica permite entender por qué la microencapsulación no solo debe preservar células viables, sino también permitir que, después de su liberación, el microorganismo conserve capacidad de producir metabolitos que sostengan su establecimiento en el suelo (Balleux et al., 2025; Dong et al., 2022).

Los compuestos orgánicos volátiles microbianos constituyen otro grupo de metabolitos con capacidad para actuar a distancia dentro del sistema suelo-planta. Estos compuestos participan en señalización, estimulación del crecimiento radical, respuesta sistémica de la planta, regulación de estrés y modulación de comunidades microbianas. En rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal, conocidas como PGPR por sus siglas en inglés, *Plant Growth-Promoting Rhizobacteria*, los compuestos orgánicos volátiles se han relacionado con ciclos de nutrientes, salud del suelo, absorción nutrimental y comunicación planta-microorganismo. Esta vía resulta relevante para sistemas encapsulados porque la actividad metabólica posterior a la liberación celular puede generar señales químicas que no dependen exclusivamente del contacto directo entre la bacteria y la raíz (Baloch et al., 2024; Srikamwang et al., 2023).

Las enzimas extracelulares microbianas participan en la transformación de compuestos orgánicos y en la liberación de nutrientes disponibles para la planta. Fosfatasas, celulasas, quitinasas, proteasas y otras hidrolasas pueden degradar moléculas complejas y favorecer la mineralización de fósforo, nitrógeno, carbono y azufre. En la rizósfera, esta actividad enzimática se encuentra regulada por pH, temperatura, humedad, disponibilidad de sustrato y competencia microbiana, lo que conecta directamente la actividad biológica con las variables monitoreadas mediante sensores. Cuando se aplican microorganismos microencapsulados, la matriz puede amortiguar condiciones adversas y favorecer una actividad enzimática progresiva, siempre que las células liberadas logren establecerse en microhábitats funcionales (Chen et al., 2024; Khoso et al., 2024).

Los exopolisacáridos microbianos contribuyen a la agregación del suelo, la retención de agua, la adhesión celular y la formación de biopelículas sobre superficies radicales o partículas minerales. Estos polímeros extracelulares pueden modificar la microestructura del suelo y generar microambientes que favorecen la persistencia bacteriana frente a desecación, estrés osmótico y competencia. En el contexto de microencapsulación, esta función es relevante porque la matriz protege durante la fase inicial, mientras que la producción posterior de exopolisacáridos puede prolongar la permanencia del microorganismo en la rizósfera. Esta continuidad entre protección artificial y adaptación biológica resulta central para sostener la actividad del bioinoculante en el suelo (Adjei et al., 2025; Yang et al., 2024).

La interpretación de pH, CE y temperatura debe considerar que los metabolitos microbianos actúan dentro de una matriz edáfica con alta capacidad de amortiguamiento. Los ácidos orgánicos pueden disminuir el pH en microzonas específicas; los sideróforos y metabolitos quelantes pueden modificar la disponibilidad de cationes; las enzimas extracelulares pueden liberar iones desde compuestos orgánicos; los compuestos volátiles pueden modular el crecimiento radical y la actividad microbiana; los lipopeptidos pueden favorecer colonización y competencia. Por esta razón, los cambios registrados con sensores no corresponden a una sola ruta metabólica, sino a la expresión integrada de procesos microbianos, químicos y físicos que ocurren después de la liberación de células encapsuladas (Baloch et al., 2024; Chen et al., 2024; Khoso et al., 2024).

La actividad metabólica de los microorganismos benéficos explica la diferencia esencial entre una formulación microbiana encapsulada y una formulación de liberación

controlada de nutrientes. En los nutrientes encapsulados, la respuesta depende principalmente de hidratación, disolución y difusión del compuesto. En los microorganismos encapsulados, la respuesta depende de supervivencia celular, liberación progresiva, establecimiento rizosférico, expresión de genes funcionales y producción de metabolitos activos. Por ello, los metabolitos microbianos representan el puente mecanístico entre la microencapsulación biotecnológica y las respuestas medibles en pH, CE, temperatura y crecimiento inicial del cultivo (Baloch et al., 2024; Chen et al., 2024; Srikanth et al., 2023).

1.9. Lipopeptidos, enzimas extracelulares, sideróforos y compuestos orgánicos en la interacción suelo-raíz

Los lipopeptidos, enzimas extracelulares, sideróforos y compuestos orgánicos producidos por microorganismos benéficos constituyen rutas bioquímicas mediante las cuales la actividad microbiana se traduce en cambios funcionales dentro del sistema suelo-raíz. Estos metabolitos no actúan como componentes aislados, sino como mediadores de colonización, competencia, transformación nutrimental, señalización y regulación del microambiente rizosférico. En bioinoculantes microencapsulados, su relevancia es mayor porque la matriz solo preserva temporalmente la viabilidad celular; la respuesta edáfica posterior depende de que las células liberadas mantengan metabolismo activo y produzcan compuestos capaces de modificar pH, conductividad eléctrica (CE), disponibilidad iónica y crecimiento inicial del cultivo (Balleux et al., 2025; Chen et al., 2024; Khoso et al., 2024).

Los lipopeptidos bacterianos, especialmente los producidos por especies de *Bacillus*, se agrupan principalmente en familias como surfactinas, iturinas y fengicinas. Estos compuestos presentan naturaleza anfifílica, lo que les permite interactuar con membranas biológicas, superficies radicales, partículas del suelo y comunidades microbianas. Las surfactinas se han vinculado con motilidad bacteriana, formación de biopelículas, colonización radical y señalización; las iturinas y fengicinas participan con mayor frecuencia en antagonismo frente a hongos fitopatógenos y competencia microbiana. Esta diferenciación funcional permite interpretar los lipopeptidos como moléculas ecológicas relevantes para la permanencia del bioinoculante en la rizósfera, más allá de su papel antimicrobiano (Balleux et al., 2025; Saiyam et al., 2024).

La función de los lipopeptidos en la rizósfera es particularmente importante para microorganismos microencapsulados, porque la liberación de células viables no garantiza por sí sola su establecimiento sobre la raíz. Después de salir de la matriz, el microorganismo debe desplazarse, adherirse, competir y sostener actividad metabólica en un ambiente dominado por microbiota nativa, fluctuaciones de humedad y disponibilidad variable de carbono. En este proceso, surfactinas y otros lipopeptidos favorecen la colonización y la formación de biopelículas, mientras que fengicinas e iturinas pueden modificar la presión biótica del entorno radical. Por ello, la microencapsulación y la producción de lipopeptidos deben entenderse como procesos complementarios: la primera protege la célula durante la fase inicial; los segundos favorecen persistencia, interacción y competencia posterior en el suelo (Dong et al., 2022; Markelova et al., 2025).

Las enzimas extracelulares microbianas representan otra vía central de interacción suelo-raíz, debido a que catalizan la degradación de compuestos orgánicos complejos y la liberación de nutrientes disponibles para la planta. Fosfatasas, proteasas, celulasas, quitinasas, β -glucosidasas y otras hidrolasas participan en la mineralización de fósforo, nitrógeno, carbono y azufre, además de intervenir en procesos de antagonismo frente a patógenos. Su actividad depende de pH, temperatura, humedad, disponibilidad de sustrato y composición de la comunidad microbiana, lo que conecta directamente la actividad enzimática con las variables monitoreadas mediante sensores. En bioinoculantes microencapsulados, la liberación gradual de células puede sostener una producción enzimática localizada y temporalmente más estable en comparación con aplicaciones directas expuestas a pérdida rápida de viabilidad (Chen et al., 2024; Sritongon et al., 2023).

Las fosfatasas microbianas permiten conectar con mayor precisión la actividad biológica del suelo con la disponibilidad de fósforo. Estas enzimas hidrolizan compuestos orgánicos fosforados y contribuyen a liberar formas inorgánicas aprovechables por la planta; de manera paralela, bacterias solubilizadoras de fosfato pueden producir ácidos orgánicos y protones que favorecen la movilización de fósforo retenido en fracciones minerales. Ambos procesos pueden modificar el pH de microzonas rizosféricas y alterar la composición iónica de la solución del suelo, por lo que su efecto puede reflejarse indirectamente en pH y CE. Esta relación es fundamental para interpretar respuestas fisicoquímicas en tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados,

especialmente cuando se evalúa una respuesta gradual del sistema suelo–microorganismo–planta (Chen et al., 2024; Pan et al., 2023).

Los sideróforos son compuestos orgánicos de alta afinidad por hierro férrico, producidos por bacterias y actinomicetos en condiciones de baja disponibilidad de hierro. Su función ecológica consiste en captar, solubilizar y movilizar hierro en la rizósfera, lo que puede favorecer la nutrición vegetal y, al mismo tiempo, restringir el acceso de microorganismos competidores o fitopatógenos a este micronutriente. Debido a que la quelación de hierro modifica la especiación y movilidad de cationes, los sideróforos pueden influir en la composición iónica del microambiente radical y contribuir a cambios en la CE. En sistemas microencapsulados, este mecanismo solo se expresa cuando las células liberadas conservan capacidad metabólica suficiente para responder a las condiciones químicas del suelo (Biswas et al., 2024; Singh et al., 2022).

Los compuestos orgánicos microbianos, incluidos ácidos orgánicos, compuestos orgánicos volátiles y exopolisacáridos, participan en la regulación química y física del microambiente rizosférico. Los ácidos orgánicos pueden acidificar microzonas, quelar cationes y movilizar fósforo, zinc, hierro o manganeso; los compuestos orgánicos volátiles pueden actuar como señales a distancia que modulan crecimiento radical, tolerancia al estrés y respuestas defensivas; los exopolisacáridos contribuyen a formación de biopelículas, retención de agua, adhesión celular y agregación del suelo. Esta diversidad funcional permite explicar por qué la actividad microbiana puede modificar simultáneamente pH, CE, temperatura y crecimiento vegetal, aunque la magnitud de la respuesta dependa de la capacidad amortiguadora del suelo y de la persistencia del microorganismo inoculado (Baloch et al., 2024; Srikamwang et al., 2023; Yang et al., 2024).

La interacción entre estos metabolitos y la matriz edáfica no es lineal, debido a que el suelo presenta alta heterogeneidad física y química. Un ácido orgánico puede disminuir el pH local, pero su efecto puede ser amortiguado por carbonatos, arcillas o materia orgánica; un sideróforo puede movilizar hierro, pero su disponibilidad dependerá de la competencia con otros ligandos y de la absorción radical; una enzima puede liberar nutrientes, pero su actividad dependerá de temperatura, humedad y disponibilidad de sustrato. Esta complejidad justifica el uso de sensores para registrar pH, CE y temperatura como variables integradoras de procesos acoplados, más que como indicadores de una sola reacción bioquímica (Alzate Zuluaga et al., 2024; Chen et al., 2024).

La microencapsulación biotecnológica adquiere sentido dentro de esta red metabólica porque protege células vivas hasta que puedan producir compuestos funcionales en la rizósfera. A diferencia de los nutrientes encapsulados, cuya respuesta se basa en disolución y difusión de un compuesto químico, los microorganismos encapsulados deben sobrevivir, liberarse, colonizar y activar rutas metabólicas para modificar el sistema suelo-raíz. Por ello, lipopeptidos, enzimas extracelulares, sideróforos y compuestos orgánicos representan el vínculo mecanístico entre la formulación microencapsulada y las respuestas edáficas medidas en la tesis, particularmente pH, CE, temperatura y variables de crecimiento inicial (Balleux et al., 2025; Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

1.10. Actividad microbiana y regulación del pH del suelo

El pH del suelo constituye una variable química integradora que condiciona la disponibilidad de nutrimentos, la actividad enzimática, la composición de las comunidades microbianas y la estabilidad de los procesos rizosféricos. En sistemas agrícolas tratados con microorganismos benéficos, esta variable adquiere relevancia mecanística porque la actividad microbiana puede modificar la concentración de protones en la solución del suelo mediante producción de ácidos orgánicos, respiración, liberación de metabolitos, solubilización de fosfatos, transformación de nitrógeno y cambios en la absorción iónica inducidos por la raíz. Por tanto, el pH no debe interpretarse solo como una propiedad estática del suelo, sino como una respuesta dinámica del sistema suelo-microorganismo-raíz, especialmente cuando se aplican bioinoculantes microencapsulados con liberación progresiva de células viables (da Cunha et al., 2024; Thepbandit & Athinuwat, 2024).

La acidificación rizosférica es una de las rutas principales mediante las cuales los microorganismos benéficos pueden modificar el pH del suelo. Las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal, conocidas como PGPR por sus siglas en inglés, *Plant Growth-Promoting Rhizobacteria*, pueden producir ácidos orgánicos como ácido glucónico, cítrico, oxálico, málico y láctico, los cuales liberan protones, quelan cationes y favorecen la solubilización de fósforo, hierro, zinc y otros elementos retenidos en fracciones minerales. Esta actividad puede generar microzonas con pH distinto al del suelo circundante, por lo que los cambios registrados mediante sensores deben interpretarse como la expresión acumulada de procesos localizados, amortiguados por

carbonatos, arcillas, materia orgánica y capacidad de intercambio del suelo (Pan et al., 2023; Thepbandit & Athinuwat, 2024).

La relación entre inoculación microbiana y pH ha sido documentada en sistemas rizosféricos donde la aplicación de bacterias promotoras del crecimiento modifica simultáneamente propiedades químicas del suelo, estructura del microbioma y rasgos fenotípicos de la planta. En frijol común, la inoculación con rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal alteró parámetros químicos de la rizósfera, disminuyó el pH, modificó componentes de acidez potencial y aumentó la complejidad de redes microbianas. Esta evidencia es relevante para los bioinoculantes encapsulados porque demuestra que la actividad de células bacterianas no solo se expresa como incremento de biomasa vegetal, sino también como reorganización fisicoquímica del microambiente radical (da Cunha et al., 2024).

La solubilización microbiana de fósforo permite conectar de forma directa la regulación del pH con la disponibilidad nutrimental. En suelos ácidos, el fósforo puede precipitarse con hierro y aluminio, mientras que en suelos alcalinos puede formar compuestos cálcicos de baja solubilidad; por ello, la producción microbiana de ácidos orgánicos y enzimas fosfatasas puede favorecer la movilización de fósforo hacia formas más accesibles para la planta. Esta respuesta se vuelve especialmente pertinente en sistemas con microorganismos microencapsulados, debido a que la liberación gradual de células puede producir una acidificación localizada y sostenida, en lugar de una señal química abrupta y transitoria. Bajo esta lógica, el pH funciona como indicador de actividad microbiana acoplada a transformación nutrimental, no como una variable aislada de reacción química (Pan et al., 2023; Thepbandit & Athinuwat, 2024).

La regulación microbiana del pH también depende de procesos asociados con nitrógeno, carbono y respiración edáfica. La mineralización de materia orgánica, la nitrificación, la asimilación diferencial de cationes y aniones, la liberación de dióxido de carbono y la formación de ácido carbónico pueden contribuir a cambios locales en la reacción del suelo. En la rizósfera, estos procesos se intensifican por la presencia de exudados radicales que aportan carbono disponible y estimulan el metabolismo microbiano. Por ello, la variación del pH bajo bioinoculantes encapsulados puede reflejar una combinación de metabolismo bacteriano, actividad radical, transformación de nutrientes y amortiguamiento edáfico (Khoso et al., 2024; Thepbandit & Athinuwat, 2024).

La microencapsulación modifica la forma en que la actividad microbiana puede expresarse sobre el pH del suelo. Una célula aplicada de forma libre queda expuesta inmediatamente a desecación, choque osmótico, competencia microbiana y pérdida de viabilidad, lo que puede limitar la persistencia del efecto sobre la reacción del suelo. En cambio, una matriz biodegradable puede proteger la célula, regular su hidratación y favorecer una liberación más gradual hacia el microambiente edáfico. Esta diferencia es crucial, porque la modificación del pH no depende de la cápsula como estructura inerte, sino de la supervivencia y actividad metabólica de las células liberadas, capaces de producir ácidos orgánicos, enzimas y metabolitos en interacción con raíces y microbiota nativa (Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

En términos experimentales, el pH puede responder con mayor sensibilidad que otras variables fisicoquímicas cuando la actividad microbiana modifica microgradientes químicos del suelo. La conductividad eléctrica expresa la concentración global de iones solubles y puede estar más amortiguada por adsorción, absorción radical e inmovilización microbiana, mientras que el pH puede detectar cambios localizados en protones, ácidos orgánicos y reacciones de solubilización. Esta diferencia ayuda a interpretar por qué, en estudios con bioinoculantes encapsulados, el pH puede mostrar una respuesta estadística más definida que la conductividad eléctrica, aun cuando ambas variables estén conectadas por procesos de transformación nutrimental y dinámica iónica (da Cunha et al., 2024; Pan et al., 2023).

La medición del pH mediante sensores permite evaluar la temporalidad de la actividad microbiana en el suelo. A diferencia de una medición puntual, el monitoreo continuo o periódico permite reconocer si los cambios de pH se expresan durante la hidratación inicial de la matriz, la liberación celular, el establecimiento rizosférico o la interacción posterior con raíces. Esta aproximación es pertinente para bioinoculantes microencapsulados, porque su efecto no necesariamente ocurre de forma inmediata; puede desarrollarse gradualmente conforme las células se liberan, se adaptan al ambiente edáfico y comienzan a modificar la solución del suelo mediante actividad metabólica (Rojas-Padilla et al., 2022; Szopa et al., 2022).

La interpretación del pH en sistemas con microorganismos benéficos encapsulados debe considerar que el suelo posee capacidad de amortiguamiento, heterogeneidad espacial y comunidades microbianas preexistentes. Un mismo bioinoculante puede inducir respuestas distintas según textura, materia orgánica, carbonatos, humedad,

temperatura, pH inicial y disponibilidad de exudados radicales. Por ello, los cambios de pH deben analizarse como resultado de una interacción entre la formulación microencapsulada, la actividad metabólica del microorganismo, la matriz edáfica y el cultivo. Esta lectura evita atribuir el efecto únicamente al material encapsulante y fortalece la interpretación biotecnológica del sistema como una respuesta de células vivas en interacción con el suelo (Rojas-Sánchez et al., 2022; Thepbandit & Athinuwat, 2024).

La regulación del pH por actividad microbiana constituye un eje central para diferenciar la microencapsulación de microorganismos vivos de la encapsulación de nutrientes. En fertilizantes encapsulados, el cambio químico depende principalmente de hidratación, disolución y difusión del nutriente. En microorganismos encapsulados, la respuesta depende de viabilidad celular, liberación progresiva, establecimiento rizosférico, producción de metabolitos y transformación biológica de nutrientes. Por ello, el pH se convierte en una variable estratégica para evaluar si la microencapsulación favorece una actividad microbiana funcionalmente detectable en el sistema suelo-planta (Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

1.11. Actividad microbiana y dinámica de iones solubles expresada mediante conductividad eléctrica

La conductividad eléctrica (CE) del suelo expresa la concentración aparente de iones solubles en la solución edáfica y constituye una variable útil para interpretar cambios en la dinámica iónica derivados de mineralización, solubilización, intercambio catiónico, absorción radical, liberación de metabolitos y redistribución de sales. En sistemas con microorganismos benéficos microencapsulados, la CE no debe interpretarse como una medida directa de actividad microbiana, sino como una respuesta fisicoquímica integradora donde convergen procesos biológicos, químicos y físicos. Esta precisión es relevante porque la liberación progresiva de células viables puede modificar la disponibilidad de iones en el microambiente rizosférico, pero la señal registrada mediante sensores también depende de la textura, humedad, capacidad de intercambio, materia orgánica y composición salina inicial del suelo (Khoso et al., 2024; O'Callaghan, 2022).

La actividad microbiana puede modificar la CE mediante la liberación y transformación de compuestos solubles. Las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal, conocidas

como PGPR por sus siglas en inglés, *Plant Growth-Promoting Rhizobacteria*, producen ácidos orgánicos, sideróforos, enzimas extracelulares, exopolisacáridos y compuestos reguladores que pueden movilizar fósforo, potasio, hierro, zinc, manganeso y otros elementos presentes en fracciones minerales u orgánico-minerales. Cuando estos procesos incrementan temporalmente la concentración de iones o complejos solubles en la solución del suelo, la CE puede aumentar; cuando los iones son absorbidos por la raíz, inmovilizados por la biomasa microbiana o adsorbidos sobre coloides, la señal puede disminuir o mantenerse amortiguada. Por ello, la CE debe leerse como una variable de balance iónico dinámico, no como una respuesta unidireccional del bioinoculante (Beltrán-Medina et al., 2023; Pan et al., 2023).

La solubilización microbiana de fósforo permite ejemplificar la relación entre actividad metabólica y CE. Las bacterias solubilizadoras de fosfato liberan protones, ácidos orgánicos y enzimas fosfatasas que movilizan fósforo desde compuestos poco solubles, mientras que la quelación de cationes asociados con fosfatos puede modificar la composición iónica de la solución edáfica. Sin embargo, el incremento de fósforo disponible no necesariamente produce un aumento proporcional de CE, debido a que parte de los iones liberados puede ser absorbida por la planta, reprecipitada, adsorbida en arcillas o incorporada a biomasa microbiana. Esta condición explica por qué la CE puede mostrar respuestas más moderadas que el pH en estudios con bioinoculantes encapsulados, aun cuando exista actividad microbiana relevante (Beltrán-Medina et al., 2023; Thepbandit & Athinuwat, 2024).

La fijación biológica de nitrógeno y la transformación de formas nitrogenadas también pueden influir en la CE del suelo. La mineralización, nitrificación, inmovilización microbiana y absorción radical modifican la presencia de amonio, nitrato y otros iones asociados con el ciclo del nitrógeno. La magnitud de esta respuesta depende de oxígeno, humedad, carbono disponible, temperatura, pH y demanda fisiológica del cultivo. En sistemas tratados con microorganismos microencapsulados, estas rutas pueden expresarse de forma gradual porque la liberación celular desde la matriz no ocurre de manera instantánea; por tanto, el cambio iónico registrado por sensores puede depender tanto de la actividad bacteriana como de la velocidad de establecimiento rizosférico (Khoso et al., 2024; Sun et al., 2024).

Los sideróforos y otros metabolitos quelantes contribuyen a modificar la CE al cambiar la disponibilidad y movilidad de cationes metálicos en la rizósfera. La quelación de hierro

férrico, zinc, manganeso u otros micronutrientes puede formar complejos solubles que modifican la composición química de la solución del suelo, aunque su efecto instrumental sobre CE depende de la concentración, carga, movilidad y estabilidad de los complejos formados. Esta respuesta es particularmente importante en microorganismos como *Bacillus*, *Pseudomonas* y *Streptomyces*, cuya actividad metabólica puede combinar producción de sideróforos, ácidos orgánicos y enzimas extracelulares. En consecuencia, la CE refleja una señal compuesta donde se superponen movilización nutrimental, competencia microbiana, absorción radical y capacidad amortiguadora del suelo (Biswas et al., 2024; Boukhatem et al., 2022).

La microencapsulación biotecnológica puede modificar la dinámica de CE porque altera el patrón temporal de liberación del microorganismo y, por tanto, la secuencia de actividad metabólica en el suelo. Una aplicación directa de células libres puede generar una respuesta inicial rápida, pero también una pérdida acelerada de viabilidad por desecación, estrés osmótico, depredación o competencia microbiana. En cambio, una matriz biodegradable puede amortiguar el contacto inicial con el suelo, conservar células viables y favorecer una liberación progresiva que genere cambios iónicos más graduales. Esta diferencia permite interpretar que una CE moderadamente variable no necesariamente indica baja actividad microbiana, sino una respuesta regulada por liberación celular, retención iónica, absorción radical y equilibrio suelo-agua (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

La CE presenta una relación estrecha con la humedad del suelo, debido a que la movilidad de los iones depende de la continuidad de la fase líquida y de la concentración de sales en la solución edáfica. Bajo baja humedad, la concentración aparente de sales puede aumentar por reducción del volumen de agua disponible; bajo mayor humedad, la señal puede diluirse o favorecer mayor movilidad iónica. En formulaciones microencapsuladas, la hidratación de la matriz también depende del agua disponible, lo que puede influir en la salida gradual de células y metabolitos hacia el suelo. Por esta razón, la interpretación de CE debe considerar simultáneamente humedad, temperatura, actividad radical y liberación microbiana, evitando atribuir los cambios solo al tratamiento biológico (O'Callaghan, 2022; Szopa et al., 2022).

La temperatura interactúa con la CE porque regula la velocidad de difusión iónica, la respiración microbiana, la actividad enzimática y la transformación de compuestos orgánicos e inorgánicos. Un aumento de temperatura puede incrementar la actividad

metabólica hasta cierto umbral, acelerar mineralización y modificar la movilidad de iones; sin embargo, también puede afectar la supervivencia celular y la estabilidad de la matriz encapsulante si supera los intervalos tolerables para el microorganismo. En estudios con sensores, la lectura conjunta de CE y temperatura permite diferenciar entre cambios iónicos asociados con metabolismo microbiano, cambios físicos del medio y variación en la movilidad de sales dentro de la solución del suelo (Khoso et al., 2024; Samantaray et al., 2024).

La interpretación agronómica de la CE debe distinguir entre movilización funcional de nutrientes y acumulación salina. Un incremento moderado de CE puede relacionarse con mayor disponibilidad temporal de iones derivados de solubilización, mineralización o liberación desde la matriz; en cambio, valores elevados y persistentes pueden indicar acumulación de sales con riesgo osmótico para la raíz. En sistemas con bioinoculantes microencapsulados, esta distinción es esencial porque el objetivo no es incrementar la salinidad del suelo, sino favorecer una dinámica iónica compatible con crecimiento vegetal y actividad microbiana. Por tanto, la CE debe analizarse junto con pH, temperatura, crecimiento inicial y respuesta del cultivo para evitar interpretaciones simplistas sobre fertilidad o salinidad (Khoso et al., 2024; Thepbandit & Athinuwat, 2024).

El monitoreo de CE mediante sensores aporta valor experimental porque permite observar la temporalidad de la respuesta iónica después de la aplicación del bioinoculante. La liberación progresiva de microorganismos, la producción de metabolitos, la absorción radical y la redistribución de sales no ocurren en un solo momento, sino como procesos continuos y dependientes del ambiente edáfico. Esta característica es compatible con el uso de bioinoculantes microencapsulados, cuya función es preservar células viables y modular su liberación hacia el suelo. Así, la CE se convierte en una variable estratégica para evaluar la interacción entre actividad microbiana, disponibilidad de iones solubles y estabilidad fisicoquímica del sistema suelo-planta (Rojas-Sánchez et al., 2022; Samantaray et al., 2024; Szopa et al., 2022).

1.12. Temperatura del suelo, respiración microbiana y actividad enzimática

La temperatura del suelo constituye una variable física con efecto directo sobre la respiración microbiana, la actividad enzimática, la mineralización de materia orgánica, la difusión de solutos y la dinámica de establecimiento de microorganismos benéficos en la rizósfera. En sistemas con bioinoculantes microencapsulados, esta variable adquiere

relevancia adicional porque regula simultáneamente la hidratación de la matriz, la velocidad de liberación celular, la viabilidad del microorganismo y la intensidad metabólica posterior a su liberación. Por ello, la temperatura no debe interpretarse solo como una condición ambiental de fondo, sino como un componente funcional del sistema suelo–microorganismo–raíz, capaz de modificar la magnitud y temporalidad de las respuestas observadas en pH, conductividad eléctrica (CE) y crecimiento inicial del cultivo (Qu et al., 2023; Zhao et al., 2024).

La respiración del suelo integra la actividad metabólica de raíces, microorganismos y fauna edáfica, aunque en sistemas agrícolas tratados con bioinoculantes resulta especialmente importante la fracción asociada con crecimiento microbiano, descomposición de sustratos orgánicos y transformación de nutrientes. La temperatura regula la velocidad de estas reacciones porque afecta la cinética enzimática, la fluidez de membranas, la absorción de sustratos y la tasa de consumo de carbono disponible. En estudios recientes, la temperatura del suelo, la biomasa microbiana y la actividad enzimática se han identificado como factores críticos que explican la respiración en diferentes capas del suelo, lo que confirma que la respuesta térmica debe analizarse junto con indicadores biológicos y no como una variable física aislada (Qu et al., 2023).

La actividad enzimática del suelo responde de manera sensible a la temperatura porque las enzimas extracelulares microbianas catalizan reacciones de hidrólisis, oxidación y transformación de compuestos orgánicos. Fosfatasas, ureasa, β -glucosidasas, celulasas, proteasas y N-acetil-glucosaminidasas participan en el ciclaje de fósforo, nitrógeno, carbono y azufre, por lo que su actividad condiciona la disponibilidad nutrimental en la rizósfera. En bioinoculantes microencapsulados, la relación temperatura–enzima resulta relevante porque las células liberadas desde la matriz solo pueden modificar el ambiente edáfico si conservan actividad metabólica suficiente para producir o estimular enzimas funcionales en el suelo (Daunoras et al., 2024; Qu et al., 2023).

La temperatura también influye sobre la mineralización de materia orgánica y la disponibilidad de iones solubles. Un incremento térmico dentro de rangos fisiológicamente tolerables puede aumentar la respiración, acelerar la descomposición de residuos orgánicos y favorecer la liberación de nutrientes hacia la solución del suelo. Sin embargo, temperaturas excesivas pueden reducir diversidad microbiana, alterar la composición de grupos bacterianos dominantes y modificar la estabilidad de las redes microbianas. En este sentido, la temperatura puede contribuir a cambios en CE cuando

altera la mineralización y movilidad de iones, pero también puede reducir la funcionalidad microbiana si rebasa la tolerancia fisiológica de las células inoculadas o de la microbiota nativa (Daunoras et al., 2024; Zhao et al., 2024).

En microorganismos formadores de esporas, como especies del género *Bacillus*, la temperatura condiciona procesos de germinación, crecimiento vegetativo, síntesis de metabolitos y formación de biopelículas. La resistencia de las endosporas favorece la persistencia bajo estrés ambiental, pero la expresión de mecanismos de promoción del crecimiento vegetal requiere transición hacia actividad metabólica, interacción con exudados radicales y colonización del nicho rizosférico. Por ello, la temperatura del suelo puede regular el momento en que el bioinoculante pasa de una fase protegida o latente a una fase funcionalmente activa, especialmente cuando se encuentra dentro de una matriz microencapsulante que depende de hidratación, difusión y degradación progresiva (Adjei et al., 2025; Yang et al., 2024).

La microencapsulación biotecnológica modifica la exposición térmica del microorganismo al generar una barrera física que puede amortiguar parcialmente fluctuaciones del ambiente edáfico. Matrices como alginato, almidón, quitosano y otros biopolímeros pueden proteger células frente a desecación, estrés osmótico y cambios bruscos del entorno, aunque su desempeño depende de humedad, temperatura, porosidad, degradabilidad y compatibilidad con la cepa. La temperatura afecta la hidratación de la matriz y la difusión de compuestos desde el interior de la cápsula hacia el suelo; por tanto, puede modificar la velocidad de liberación celular y la temporalidad de la actividad metabólica detectada mediante sensores (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

La relación entre temperatura, pH y CE debe interpretarse como una interacción acoplada. La temperatura regula la respiración microbiana y la actividad enzimática; estos procesos pueden modificar la producción de ácidos orgánicos, la solubilización de nutrientes, la mineralización de compuestos orgánicos y la composición iónica de la solución del suelo. Como consecuencia, una variación térmica aparentemente pequeña puede asociarse con cambios funcionales en pH y CE cuando ocurre dentro de una matriz edáfica biológicamente activa. Esta lectura es especialmente pertinente en estudios con sensores, porque el monitoreo temporal permite reconocer patrones de respuesta que podrían pasar inadvertidos mediante mediciones aisladas (Daunoras et al., 2024; Qu et al., 2023; Zhao et al., 2024).

La temperatura del suelo también condiciona el crecimiento radical y la absorción de nutrientes, por lo que su efecto sobre el sistema suelo–microorganismo–planta no se restringe a la microbiota. Durante etapas tempranas, la raíz depende de condiciones térmicas compatibles con elongación celular, actividad de transportadores, respiración radical y exploración del sustrato. Cuando la temperatura favorece simultáneamente actividad microbiana y crecimiento radical, los microorganismos benéficos liberados desde la matriz pueden establecer interacciones más efectivas con exudados, superficies radicales y microhábitats rizosféricos. Esta relación permite conectar la temperatura con variables morfológicas como altura de planta y número de hojas, especialmente en evaluaciones de crecimiento inicial (Khosro et al., 2024; Yang et al., 2024).

La interpretación experimental de la temperatura en sistemas con bioinoculantes microencapsulados requiere distinguir entre efecto físico, señal metabólica y condición de soporte para la liberación microbiana. Un cambio térmico registrado por sensores puede reflejar variación ambiental, actividad respiratoria, modificación de humedad, transformación de compuestos orgánicos o diferencias en la capacidad térmica del sustrato. Por ello, la temperatura debe analizarse de manera conjunta con pH, CE y crecimiento vegetal, evitando atribuir su variación a una sola causa. Esta perspectiva fortalece la lectura del suelo como sistema biológicamente activo y permite evaluar si la microencapsulación favorece condiciones compatibles con actividad microbiana sostenida (Qu et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

La temperatura del suelo representa, por tanto, un eje de conexión entre la fase física del ambiente edáfico y la expresión metabólica de los microorganismos benéficos encapsulados. Su medición mediante sensores permite aproximar la intensidad temporal de procesos como respiración, actividad enzimática, mineralización, difusión iónica y establecimiento rizosférico. Bajo esta lógica, la temperatura no funciona como una variable secundaria, sino como un indicador funcional que ayuda a interpretar por qué el pH y la CE pueden responder de manera diferenciada después de la aplicación de microorganismos microencapsulados (Daunoras et al., 2024; Qu et al., 2023).

1.13. Bioinoculantes microbianos y persistencia funcional en el suelo

Los bioinoculantes microbianos corresponden a formulaciones basadas en células vivas o estructuras de resistencia capaces de interactuar con la rizósfera, modificar procesos biogeoquímicos y favorecer el crecimiento vegetal. Su eficacia no depende únicamente

de la identidad taxonómica del microorganismo, sino de su viabilidad durante almacenamiento, compatibilidad con el portador, tolerancia al ambiente edáfico, capacidad de colonización y persistencia funcional después de la aplicación. Esta condición los diferencia de los fertilizantes minerales, porque el efecto del bioinoculante exige supervivencia celular, expresión metabólica y participación ecológica dentro de comunidades microbianas preexistentes. Por ello, el desempeño de bacterias, actinomicetos u otros microorganismos benéficos debe evaluarse como una respuesta biológica situada en el suelo, no como una liberación pasiva de un compuesto químico (Orozco-Mosqueda et al., 2021; Samantaray et al., 2024).

La persistencia funcional de un bioinoculante se define por la capacidad del microorganismo para mantenerse viable, establecerse en el microambiente radical y expresar mecanismos asociados con transformación de nutrientes, producción de metabolitos, competencia ecológica y estimulación vegetal. Esta persistencia se encuentra condicionada por pH, humedad, temperatura, disponibilidad de carbono, concentración de sales, textura, materia orgánica y estructura de la comunidad microbiana nativa. En consecuencia, una cepa con actividad promotora demostrada en condiciones controladas puede mostrar baja eficacia en suelo si no logra competir por nichos, tolerar fluctuaciones ambientales o mantener actividad metabólica después de la aplicación (Fadiji et al., 2024; Khoso et al., 2024).

El establecimiento de un bioinoculante ocurre dentro de una comunidad microbiana ya estructurada, donde existen relaciones de competencia, cooperación, antagonismo y ocupación diferencial de microhábitats. La célula introducida debe competir por carbono, hierro, fósforo, oxígeno y espacio rizosférico, además de enfrentar depredación por microfauna y antagonismo de microorganismos nativos. Esta realidad ecológica explica por qué la inoculación no siempre produce respuestas agronómicas consistentes, aun cuando la cepa posea rasgos funcionales como solubilización de fosfato, producción de sideróforos o síntesis de fitohormonas. La persistencia depende tanto del potencial genético del microorganismo como de su ajuste ecológico al suelo y al cultivo donde se aplica (Papin et al., 2024; Wang et al., 2024).

La densidad inicial del inoculante y el patrón de aplicación también influyen sobre la supervivencia y la respuesta del suelo. En estudios de supervivencia de inoculantes microbianos, la densidad celular introducida ha mostrado mayor influencia sobre el efecto de inoculación que el patrón de aplicación, mientras que aplicaciones recurrentes

pueden mejorar ligeramente la supervivencia y modificar componentes químicos del suelo como el contenido de nitrato. Esta evidencia es relevante para los bioinoculantes microencapsulados porque la matriz puede funcionar como una estrategia para mantener una fuente de células viables durante más tiempo, evitando que toda la carga microbiana quede expuesta de manera inmediata al estrés edáfico (Papin et al., 2024).

La formulación es un componente crítico de la persistencia funcional, porque determina la estabilidad del microorganismo antes y después de su aplicación. Portadores orgánicos, minerales, líquidos o poliméricos pueden modificar la viabilidad celular, la tolerancia a desecación, la compatibilidad con almacenamiento, la adherencia al suelo y la liberación del microorganismo hacia la rizósfera. Las formulaciones microbianas enfrentan desafíos asociados con pérdida de viabilidad, sensibilidad al estrés ambiental, baja competitividad en campo y variabilidad de respuesta entre suelos y cultivos. Por ello, la microencapsulación en matrices biodegradables representa una alternativa biotecnológica para proteger células vivas y regular su liberación progresiva, lo que puede aumentar la probabilidad de establecimiento funcional (Fadiji et al., 2024; Rojas-Sánchez et al., 2022).

La persistencia de los bioinoculantes también depende de la interacción con el microbioma nativo. La aplicación de microorganismos benéficos puede modificar comunidades bacterianas y fúngicas, alterar redes de coocurrencia y cambiar procesos funcionales asociados con nutrición vegetal, salud del suelo y desempeño del cultivo. Sin embargo, el microbioma nativo también puede limitar el establecimiento del inoculante mediante exclusión competitiva, consumo de recursos, producción de compuestos antagonistas o presión depredadora. Esta relación bidireccional indica que el bioinoculante no debe analizarse como entidad aislada, sino como un componente introducido dentro de una red ecológica que regula su supervivencia, actividad y permanencia (Wang et al., 2024).

La microencapsulación contribuye a la persistencia funcional al reducir la exposición inmediata de las células frente a desecación, estrés osmótico, variación térmica, cambios de pH y competencia microbiana. A diferencia de las formulaciones de liberación controlada de nutrientes, donde el objetivo principal es regular la disolución y difusión de un compuesto, la microencapsulación de microorganismos busca mantener viabilidad celular, proteger estructuras fisiológicas y favorecer una liberación gradual hacia el suelo. Esta diferencia conceptual es esencial para interpretar el efecto de microorganismos

encapsulados sobre pH, conductividad eléctrica (CE) y temperatura, porque la respuesta depende de actividad metabólica posterior a la liberación, no del material encapsulante como agente químico principal (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

La persistencia funcional se expresa mediante procesos medibles en el ambiente edáfico. Un bioinoculante que logra establecerse puede modificar el pH mediante producción de ácidos orgánicos, transformación de nitrógeno y solubilización de fosfatos; puede alterar la CE mediante movilización de iones, mineralización, quelación y absorción radical inducida; también puede influir en la temperatura del microambiente a través de respiración microbiana, actividad enzimática y transformación de compuestos orgánicos. Estas respuestas no necesariamente son inmediatas ni lineales, ya que dependen de hidratación de la matriz, liberación celular, colonización, interacción con raíces y competencia con la microbiota nativa (Khoso et al., 2024; Samantaray et al., 2024).

El monitoreo mediante sensores permite evaluar la persistencia funcional de manera indirecta, al registrar variaciones temporales en pH, CE y temperatura asociadas con procesos edáficos dinámicos. En bioinoculantes microencapsulados, esta estrategia es pertinente porque la liberación celular puede ocurrir de forma gradual y generar respuestas acumulativas o diferidas en el sistema suelo–microorganismo–planta. De esta manera, los sensores no sustituyen la evaluación microbiológica directa de viabilidad o colonización, pero permiten relacionar la actividad potencial del inoculante con cambios fisicoquímicos del suelo y con respuestas tempranas del cultivo (O'Callaghan, 2022; Rojas-Sánchez et al., 2022).

La persistencia funcional de un bioinoculante microbiano constituye, por tanto, el punto de conexión entre formulación, ecología microbiana y respuesta agronómica. La eficacia de bacterias o actinomicetos encapsulados no se explica únicamente por la dosis aplicada, sino por la capacidad de las células para sobrevivir al estrés inicial, liberarse desde la matriz, establecerse en la rizósfera y expresar mecanismos metabólicos compatibles con el suelo y el cultivo. Bajo esta lógica, pH, CE, temperatura, altura de planta y número de hojas pueden interpretarse como respuestas integradas de un sistema donde la persistencia del microorganismo determina la magnitud del efecto observado (Fadiji et al., 2024; Khoso et al., 2024; Samantaray et al., 2024).

1.14. Encapsulación biotecnológica de microorganismos benéficos vivos

La encapsulación biotecnológica de microorganismos benéficos vivos corresponde a una estrategia de formulación orientada a preservar la viabilidad celular, regular la liberación del inoculante y favorecer su establecimiento en el sistema suelo-raíz. Esta precisión conceptual es indispensable, porque encapsular un microorganismo no equivale a encapsular un nutriente mineral. En la encapsulación de nutrientes, la respuesta depende principalmente de hidratación, disolución y difusión del compuesto activo; en la encapsulación microbiana, el efecto depende de que las células sobrevivan, conserven capacidad metabólica, se liberen de manera progresiva y expresen funciones rizosféricas como solubilización de nutrientes, producción de metabolitos, colonización radical y competencia ecológica (Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

La bioencapsulación de inoculantes microbianos se ha desarrollado como respuesta a uno de los principales problemas de los biofertilizantes y bioestimulantes microbianos: la baja estabilidad de las células cuando se aplican directamente al suelo. Las células libres quedan expuestas de inmediato a desecación, estrés osmótico, cambios bruscos de pH, fluctuación térmica, radiación, competencia con microbiota nativa y depredación por microfauna edáfica. En contraste, una matriz encapsulante puede actuar como barrera física y microambiente protector, reduciendo el choque ambiental inicial y aumentando la probabilidad de que el microorganismo llegue viable a la rizósfera (Rojas-Sánchez et al., 2022; Saberi Riseh et al., 2021).

Las matrices de encapsulación empleadas para microorganismos benéficos suelen basarse en biopolímeros naturales como alginato, carragenina, quitosano, almidón, goma arábica, celulosa modificada y otros polisacáridos con capacidad para formar geles, perlas, microcápsulas o estructuras porosas. Estos materiales ofrecen ventajas por su biocompatibilidad, biodegradabilidad, capacidad de retención de agua y posibilidad de incorporar aditivos protectores o fuentes de carbono. Entre ellos, el alginato ha sido ampliamente utilizado porque forma geles iónicos suaves, permite atrapar células sin condiciones drásticas de temperatura o solventes y facilita una liberación gradual de microorganismos hacia el suelo (Saberi Riseh et al., 2021; Szopa et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

El tamaño de la cápsula, la porosidad, la concentración del polímero, el tipo de agente reticulante y la presencia de aditivos determinan la eficiencia de encapsulación y la

supervivencia del microorganismo. Una cápsula demasiado compacta puede limitar difusión de oxígeno, agua y metabolitos; una estructura excesivamente porosa puede favorecer pérdida celular rápida y menor protección frente al estrés edáfico. Por ello, la formulación debe equilibrar protección y liberación, de modo que la célula permanezca viable durante almacenamiento y transporte, pero pueda salir gradualmente al entrar en contacto con la humedad y las condiciones fisicoquímicas del suelo (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

La encapsulación microbiana también puede incorporar compuestos protectores o funcionales que favorecen supervivencia celular, hidratación, tolerancia osmótica y actividad posterior a la liberación. Algunos portadores naturales pueden funcionar no solo como soporte físico, sino también como fuente de nutrientes o moduladores del microambiente alrededor de la célula. Esta característica resulta importante porque el microorganismo encapsulado no permanece pasivo: una vez hidratada la matriz, las células pueden reactivarse, respirar, producir metabolitos y establecer contacto progresivo con la rizósfera. Así, la cápsula opera como un sistema biológico transitorio que conecta la fase de formulación con la fase de actividad edáfica (Vassilev et al., 2020).

La protección frente a estrés osmótico es una de las funciones más importantes de la encapsulación de microorganismos vivos. La solución del suelo puede presentar variaciones en concentración de sales, disponibilidad de agua y presión osmótica, condiciones que afectan integridad celular, actividad enzimática y potencial de crecimiento microbiano. Una matriz hidratable puede amortiguar parcialmente estos cambios, mantener un microambiente con mayor estabilidad hídrica y reducir la exposición inmediata de la célula a condiciones osmóticas extremas. Este mecanismo ayuda a explicar por qué la encapsulación puede aumentar la persistencia funcional del inoculante en comparación con aplicaciones de células libres (Rojas-Sánchez et al., 2022; Saberi Riseh et al., 2021).

La encapsulación también reduce la exposición inmediata del inoculante a competencia microbiana y depredación. En el suelo, las células introducidas deben competir por carbono, hierro, fósforo, oxígeno y espacio con comunidades nativas previamente establecidas; además, pueden ser consumidas por protistas, nematodos bacterívoros u otros componentes de la microfauna. Al quedar protegidas dentro de una matriz biodegradable, las células pueden liberarse de manera gradual, evitando una pérdida inicial masiva y favoreciendo una interacción progresiva con la comunidad rizosférica.

Esta función ecológica distingue claramente la bioencapsulación de una formulación química de liberación controlada, ya que el objetivo no es solo regular difusión, sino aumentar supervivencia y establecimiento de células vivas (Rojas-Sánchez et al., 2022; Saberi Riseh et al., 2021).

La liberación progresiva del microorganismo desde la matriz encapsulante permite generar una actividad rizosférica temporalmente más sostenida. Conforme la cápsula se hidrata, se degrada o permite difusión celular, los microorganismos pueden salir hacia el suelo y expresar mecanismos como producción de ácidos orgánicos, sideróforos, enzimas extracelulares, lipopeptidos, exopolisacáridos y fitohormonas. Estos procesos pueden modificar el pH mediante cambios en la concentración de protones, alterar la conductividad eléctrica (CE) mediante movilización o inmovilización de iones y afectar la temperatura del microambiente por respiración y actividad metabólica. Por ello, la encapsulación microbiana ofrece una base mecanística para interpretar respuestas edáficas graduales registradas mediante sensores (Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

La encapsulación biotecnológica de microorganismos benéficos vivos debe diferenciarse explícitamente de la nanotecnología agrícola. Las bacterias y actinomicetos usados como bioinoculantes se ubican generalmente en escala micrométrica, mientras que la nanotecnología trabaja con materiales de escala nanométrica, usualmente entre 1 y 100 nm. Por tanto, encapsular células bacterianas de tamaño micrométrico en matrices de alginato, almidón u otros biopolímeros corresponde a microencapsulación o inmovilización celular biotecnológica, no a nanotecnología. Esta distinción evita confusión conceptual y fortalece la coherencia entre el título, los antecedentes, las variables de respuesta y los resultados experimentales (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

En el contexto del monitoreo edáfico, la encapsulación microbiana permite relacionar la formulación con variables funcionales del suelo. El pH puede reflejar acidificación, alcalinización o amortiguamiento derivado de metabolitos microbianos; la CE puede expresar cambios en iones solubles asociados con mineralización, solubilización o absorción radical; la temperatura puede indicar condiciones físicas que regulan respiración, actividad enzimática y liberación celular. Bajo esta lógica, los sensores no evalúan la cápsula como objeto material aislado, sino la respuesta del sistema suelo–

microorganismo-planta después de la aplicación de células encapsuladas (Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

La encapsulación biotecnológica representa, por tanto, una estrategia de protección, liberación y establecimiento de microorganismos benéficos vivos en el suelo. Su fundamento científico no se encuentra en la liberación controlada de un nutriente, sino en la conservación de células con capacidad de colonizar, producir metabolitos y modificar procesos rizosféricos. Esta orientación permite sostener que los cambios en pH, CE, temperatura y crecimiento inicial del cultivo corresponden a respuestas funcionales del sistema suelo-microorganismo-raíz, siempre que el bioinoculante conserve viabilidad y exprese actividad metabólica posterior a la liberación (Rojas-Sánchez et al., 2022; Saberi Riseh et al., 2021; Vassilev et al., 2020).

1.15. Diferencias funcionales entre encapsulación de nutrientes y encapsulación de microorganismos

La encapsulación de nutrientes y la encapsulación de microorganismos comparten el principio general de proteger un agente activo dentro de una matriz, pero corresponden a fenómenos funcionalmente distintos. En fertilizantes de liberación controlada, el objetivo principal es regular la entrada de agua, la disolución del nutriente y su difusión progresiva hacia el suelo; por tanto, la respuesta depende de propiedades fisicoquímicas del recubrimiento, solubilidad del compuesto, porosidad, espesor de la matriz, temperatura y humedad edáfica. En cambio, la encapsulación de microorganismos benéficos vivos exige conservar viabilidad celular, mantener integridad fisiológica, permitir intercambio de agua, oxígeno y metabolitos, proteger frente al estrés edáfico y favorecer una liberación gradual de células con capacidad metabólica activa. Esta diferencia es central para evitar confusión entre tecnologías de liberación de nutrientes y microencapsulación biotecnológica de bioinoculantes (Lawrencia et al., 2021; Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

En fertilizantes encapsulados, la matriz actúa como una barrera que modula la disponibilidad del nutriente mediante procesos de hidratación, difusión y degradación del recubrimiento. La eficiencia de estas formulaciones se evalúa principalmente por la velocidad de liberación, la sincronía con la demanda del cultivo, la reducción de pérdidas por lixiviación o volatilización y el incremento de la eficiencia de uso del nutriente. Bajo esta lógica, el agente activo no requiere metabolismo, colonización o interacción

ecológica con la rizósfera; su función depende de su incorporación química a la solución del suelo y de su posterior absorción por la planta. Por ello, aunque los fertilizantes encapsulados pueden modificar pH o conductividad eléctrica (CE), lo hacen principalmente por liberación química de iones o compuestos solubles, no por actividad biológica celular (Dovzhenko et al., 2024; Lawrencía et al., 2021).

En microorganismos encapsulados, la matriz cumple una función más compleja porque el agente activo es una célula viva o una estructura de resistencia, como esporas bacterianas. La formulación debe mantener viabilidad durante almacenamiento y transporte, reducir la exposición inicial a desecación, estrés osmótico, radiación, cambios de pH, fluctuación térmica, competencia microbiana y depredación por microfauna. Después de la hidratación y degradación parcial de la matriz, las células deben liberarse, colonizar la rizósfera, responder a exudados radicales y expresar rutas metabólicas asociadas con solubilización de nutrientes, producción de sideróforos, síntesis de fitohormonas, formación de biopelículas y antagonismo frente a fitopatógenos. Por tanto, el éxito de la encapsulación microbiana no se define solo por la liberación, sino por la supervivencia y funcionalidad posterior del microorganismo en el suelo (Rojas-Sánchez et al., 2022; Saberi Riseh et al., 2021).

La diferencia fisiológica entre un nutriente encapsulado y un microorganismo encapsulado modifica la forma en que deben interpretarse las variables del suelo. En el caso de nutrientes, la CE puede aumentar por incremento directo de iones solubles liberados desde el recubrimiento, mientras que el pH puede variar por la naturaleza química del fertilizante o por reacciones de disolución e hidrólisis. En bioinoculantes microbianos, la CE y el pH dependen de procesos biológicos posteriores a la liberación celular, como producción de ácidos orgánicos, mineralización, inmovilización, quelación, absorción radical inducida y transformación de fracciones nutrimentales. Así, una respuesta moderada o gradual en CE no necesariamente indica baja eficacia del tratamiento, sino una dinámica iónica regulada por metabolismo microbiano, capacidad amortiguadora del suelo y demanda de la planta (Beltrán-Medina et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022; Thepbandit & Athinuwat, 2024).

La encapsulación de microorganismos también se diferencia por su relación con el estrés osmótico. Un fertilizante encapsulado puede diseñarse para liberar iones de forma lenta y reducir riesgo de salinidad localizada; sin embargo, una célula microbiana encapsulada debe sobrevivir en una solución del suelo con variaciones de potencial hídrico y

concentración salina que afectan membranas, enzimas, transporte de solutos y actividad metabólica. La matriz biodegradable puede actuar como microambiente hidratado que amortigua parcialmente estos cambios, lo que incrementa la probabilidad de que el microorganismo conserve viabilidad hasta su liberación. Esta función protectora resulta particularmente importante en suelos con humedad fluctuante, salinidad moderada o condiciones de establecimiento temprano del cultivo (Rojas-Sánchez et al., 2022; Saberi Riseh et al., 2021; Szopa et al., 2022).

La competencia microbiana y la depredación edáfica son factores que solo adquieren relevancia plena cuando el agente encapsulado es un organismo vivo. Las células libres aplicadas al suelo deben competir de inmediato con comunidades nativas por carbono, hierro, fósforo, nitrógeno, oxígeno y espacio en la rizósfera; además, pueden ser consumidas por protistas, nematodos bacterívoros y otros organismos de la microfauna. La encapsulación reduce la exposición inicial y permite una liberación gradual, lo que puede disminuir la pérdida rápida de células y aumentar la oportunidad de colonización. Esta función ecológica no tiene equivalente directo en fertilizantes encapsulados, donde el problema principal es la pérdida del nutriente por lixiviación, volatilización, inmovilización química o liberación no sincronizada con la demanda vegetal (Papin et al., 2024; Rojas-Sánchez et al., 2022).

La matriz utilizada también debe evaluarse con criterios distintos según el tipo de agente encapsulado. En nutrientes, la matriz se selecciona por su capacidad para controlar difusión, degradación y estabilidad del recubrimiento; en microorganismos, además de esas propiedades, debe ser biocompatible, no tóxica, permeable a gases y agua, protectora frente a estrés ambiental y compatible con la fisiología de la cepa. Biopolímeros como alginato, carragenina, quitosano, almidón y otros polisacáridos han sido empleados por su capacidad para formar estructuras hidratables, biodegradables y compatibles con células microbianas. La eficiencia de la matriz se expresa entonces en términos de supervivencia, liberación, colonización y actividad metabólica, más que solo en velocidad de difusión (Saber Riseh et al., 2021; Szopa et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

Esta diferencia conceptual también corrige la confusión entre microencapsulación biotecnológica y nanotecnología. Las bacterias y actinomicetos usados como bioinoculantes se encuentran generalmente en escala micrométrica, mientras que los nanomateriales agrícolas se sitúan en escala nanométrica. Por ello, encapsular células bacterianas en matrices de alginato, almidón u otros biopolímeros corresponde a

microencapsulación, inmovilización celular o bioencapsulación, no a nanotecnología. La mención de nanofertilizantes solo puede funcionar como antecedente periférico de tecnologías de liberación controlada, pero no como eje conceptual de una tesis que evalúa microorganismos benéficos encapsulados y variables fisicoquímicas del suelo monitoreadas con sensores (Rojas-Sánchez et al., 2022; Saberi Riseh et al., 2021; Vassilev et al., 2020).

En el contexto experimental de esta tesis, la distinción entre ambos tipos de encapsulación permite interpretar correctamente las respuestas de pH, CE y temperatura. Si el sistema evaluado fuera un fertilizante encapsulado, la discusión se centraría en cinética de liberación del nutriente y eficiencia de uso; al tratarse de microorganismos benéficos encapsulados, la discusión debe centrarse en viabilidad, liberación progresiva, establecimiento rizosférico, producción de metabolitos, transformación nutrimental y persistencia funcional. Bajo este enfoque, los sensores registran la respuesta fisicoquímica del suelo derivada de procesos biológicos activos, no simplemente la difusión de un compuesto químico desde una matriz (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

La transición conceptual adecuada debe avanzar desde la existencia de tecnologías de liberación controlada hacia la necesidad específica de proteger células microbianas vivas. La encapsulación de nutrientes aporta un antecedente tecnológico útil para comprender la lógica de matrices y liberación gradual, pero no explica por sí misma la complejidad fisiológica y ecológica de un bioinoculante. En microorganismos benéficos, la encapsulación es crucial porque conserva viabilidad, amortigua estrés osmótico, reduce exposición a competencia y depredación, favorece establecimiento progresivo y permite que la célula exprese mecanismos funcionales en la rizósfera. Esta formulación conceptual permite cerrar la transición de manera fluida y científicamente consistente con la microbiología agrícola, la biotecnología de bioinoculantes y el monitoreo edáfico con sensores (Papin et al., 2024; Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

1.16. Microencapsulación de células viables en matrices biodegradables

La microencapsulación de células viables en matrices biodegradables constituye una estrategia biotecnológica orientada a proteger microorganismos benéficos durante almacenamiento, aplicación y establecimiento inicial en el suelo. A diferencia de una matriz diseñada solo para liberar nutrientes, una matriz para bioinoculantes debe

mantener la integridad celular, permitir intercambio de agua y gases, reducir la exposición inmediata al estrés ambiental y favorecer una salida progresiva de células metabólicamente activas. Esta condición resulta central para bacterias y actinomicetos usados como bioinoculantes, porque su efecto sobre pH, conductividad eléctrica (CE), temperatura y crecimiento vegetal depende de que sobrevivan, se liberen y expresen mecanismos funcionales en la rizósfera (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

Las matrices biodegradables empleadas para encapsulación microbiana se basan principalmente en polisacáridos, proteínas, lípidos o combinaciones de biopolímeros capaces de formar redes porosas compatibles con células vivas. Entre los materiales más utilizados se encuentran alginato, carragenina, quitosano, almidón, goma arábiga, celulosa y derivados polisacáridicos, debido a su biocompatibilidad, biodegradabilidad, disponibilidad, bajo impacto ambiental y capacidad para formar estructuras hidratables. En formulaciones agrícolas, estas propiedades permiten generar microambientes que amortiguan desecación, estrés osmótico, cambios de pH y exposición directa a competencia microbiana, manteniendo la viabilidad celular durante fases críticas previas al establecimiento rizosférico (Ali et al., 2023; Saberi Riseh et al., 2021; Vassilev et al., 2020).

El alginato es una de las matrices más empleadas para microencapsular bacterias benéficas porque forma geles mediante reticulación iónica, usualmente con calcio, bajo condiciones suaves que reducen daño celular durante la formulación. Su red polimérica permite atrapar células, conservar humedad, facilitar difusión de solutos y regular la liberación del microorganismo conforme la cápsula se hidrata, se erosiona o se degrada en el ambiente edáfico. Esta capacidad explica su uso frecuente en bioinoculantes con *Bacillus*, *Pseudomonas*, *Azospirillum*, *Rhizobium* y otros microorganismos asociados con crecimiento vegetal, aunque su desempeño depende de concentración del polímero, tamaño de cápsula, porosidad, aditivos y compatibilidad con la cepa encapsulada (Saberi Riseh et al., 2021; Szopa et al., 2022).

El almidón y otros polisacáridos naturales también se han propuesto como matrices o aditivos en formulaciones microbianas por su biodegradabilidad, disponibilidad y posible función como fuente de carbono durante la fase inicial de reactivación celular. A diferencia de polímeros sintéticos persistentes, los biopolímeros naturales pueden degradarse por actividad enzimática del suelo y liberar gradualmente espacios de difusión para células y metabolitos. Esta característica resulta importante porque la

matriz no debe permanecer como barrera permanente; debe proteger durante la fase inicial y, posteriormente, permitir la interacción del microorganismo con agua, oxígeno, exudados radicales y microhábitats rizosféricos (Ali et al., 2023; Vassilev et al., 2020).

El quitosano presenta propiedades particulares como biopolímero de interés para encapsulación, debido a su capacidad formadora de películas, biodegradabilidad, actividad antimicrobiana dependiente de concentración y posibilidad de combinarse con otros polisacáridos. En formulaciones microbianas, su uso requiere equilibrio, porque la matriz debe proteger al microorganismo benéfico sin comprometer su viabilidad. Estudios recientes con biofertilizantes microbianos encapsulados en quitosano han mostrado mejoras en variables biométricas y fertilidad del suelo, lo que confirma que la selección del material portador puede influir en la supervivencia del inoculante y en su respuesta agronómica posterior (Isabel et al., 2024; Pereira et al., 2023).

La eficiencia de microencapsulación depende de la proporción de células retenidas dentro de la matriz y de su supervivencia durante el proceso de formulación. Factores como presión osmótica, viscosidad del polímero, temperatura, pH de la solución, concentración celular, agente reticulante y técnica de encapsulación pueden afectar la viabilidad inicial. Por esta razón, métodos como extrusión, emulsificación, gelificación iónica, secado por aspersión o liofilización deben seleccionarse considerando la fisiología del microorganismo. Una técnica agresiva puede generar cápsulas físicamente estables, pero reducir la viabilidad del bioinoculante; una técnica suave puede conservar células, pero producir estructuras con baja resistencia mecánica o liberación demasiado rápida (Ali et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

La microestructura de la matriz determina la relación entre protección y liberación. Cápsulas con porosidad elevada pueden permitir mayor intercambio de agua, oxígeno y nutrientes, pero también facilitar salida rápida de células y exposición prematura al estrés edáfico. Cápsulas con baja porosidad pueden proteger mejor durante almacenamiento, pero restringir difusión de gases, exudados, metabolitos y células hacia la rizósfera. Por ello, la formulación debe equilibrar retención celular, viabilidad, hidratación, degradación y liberación progresiva. Esta condición es relevante para interpretar respuestas medidas con sensores, porque la temporalidad de cambios en pH, CE y temperatura puede depender del patrón de liberación celular desde la matriz (Saberí Riseh et al., 2021; Szopa et al., 2022).

Las matrices biodegradables pueden incorporar aditivos protectores o funcionales, como fuentes de carbono, osmoprotectores, minerales, compuestos húmicos o materiales porosos que mejoren supervivencia y actividad celular. Estos aditivos pueden reducir estrés durante secado, mejorar tolerancia osmótica, favorecer reactivación metabólica y modificar la interacción inicial con el suelo. Sin embargo, deben seleccionarse con cautela porque también pueden alterar la composición iónica de la solución edáfica o generar efectos independientes sobre pH y CE. En estudios con sensores, esta consideración es importante para diferenciar la respuesta atribuible a la actividad microbiana de aquella derivada del material portador o de los aditivos presentes en la formulación (Pereira et al., 2023; Vassilev et al., 2020).

La biodegradación de la matriz es un proceso crítico para que el bioinoculante pase de una fase protegida a una fase funcional en la rizósfera. La degradación puede ocurrir por hidratación, erosión, intercambio iónico, actividad enzimática del suelo o acción de microorganismos nativos. Conforme la matriz pierde integridad, las células pueden liberarse y establecer contacto con exudados radicales, partículas minerales y comunidades microbianas. Esta transición explica por qué la microencapsulación debe analizarse en términos temporales: primero protege, después libera y finalmente permite que el microorganismo exprese actividad metabólica detectable mediante cambios en pH, CE, temperatura o crecimiento vegetal (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

El uso de matrices biodegradables también evita confundir la encapsulación microbiana con nanotecnología. Aunque algunos sistemas de liberación controlada trabajan con materiales nanométricos, la microencapsulación de bacterias y actinomicetos opera con células de escala micrométrica que requieren espacio físico, intercambio de gases y viabilidad metabólica. Por tanto, el eje científico corresponde a inmovilización celular, formulación microbiana y biotecnología de bioinoculantes, no a nanomateriales. Esta precisión conceptual fortalece la coherencia del marco teórico y permite conectar de manera directa la formulación con las variables experimentales de la tesis (Rojas-Sánchez et al., 2022; Saberi Riseh et al., 2021; Vassilev et al., 2020).

La microencapsulación de células viables en matrices biodegradables representa, en consecuencia, un puente entre la formulación del bioinoculante y su desempeño en el suelo. Su función no se limita a transportar microorganismos, sino que regula la exposición al ambiente, conserva viabilidad, modula liberación, favorece establecimiento progresivo y permite que las células expresen mecanismos metabólicos en el sistema

suelo-raíz. Esta lectura es indispensable para interpretar pH, CE y temperatura como respuestas dinámicas derivadas de células vivas, no como simples efectos fisicoquímicos de un recubrimiento (Ali et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

1.17. Alginato, almidón y biopolímeros naturales en la protección de microorganismos

El alginato, el almidón, el quitosano, la celulosa y otros biopolímeros naturales constituyen matrices de interés para la protección de microorganismos benéficos debido a su biocompatibilidad, biodegradabilidad, capacidad de hidratación y aptitud para formar estructuras porosas compatibles con células vivas. En bioinoculantes agrícolas, estos materiales no deben interpretarse como recubrimientos inertes, sino como microambientes transitorios que amortiguan la exposición inicial del microorganismo frente a desecación, estrés osmótico, fluctuaciones de pH, variación térmica y competencia microbiana. Esta función protectora permite diferenciar la microencapsulación de células viables de la encapsulación de fertilizantes, ya que el objetivo no es solo controlar difusión de un compuesto químico, sino conservar metabolismo potencial y favorecer establecimiento rizosférico posterior (Ali et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

El alginato es uno de los biopolímeros más utilizados en microencapsulación microbiana porque forma hidrogeles mediante gelificación iónica en condiciones suaves, generalmente con calcio, lo que reduce daño celular durante la formulación. Su estructura permite retener células dentro de una red hidratada y porosa, facilitar el intercambio de agua, oxígeno y metabolitos, y liberar microorganismos conforme la matriz se hidrata, se erosiona o se degrada en el suelo. La evidencia reciente indica que las matrices alginato-base han recibido atención particular para inmovilizar microorganismos promotores del crecimiento vegetal, debido a su compatibilidad con la supervivencia celular y su potencial para mejorar colonización y respuesta vegetal bajo condiciones agrícolas (Saberri Riseh et al., 2021; Szopa et al., 2022).

La eficiencia del alginato como matriz protectora depende de variables de formulación como concentración del polímero, tamaño de cápsula, tipo y concentración del reticulante, porosidad, humedad residual, carga microbiana inicial y presencia de aditivos. Una matriz excesivamente densa puede limitar difusión de oxígeno y metabolitos, mientras que una matriz demasiado porosa puede liberar células de manera rápida y reducir la protección frente al estrés edáfico. Por ello, el diseño de cápsulas de

alginate debe equilibrar dos funciones que son fisiológicamente opuestas: retener células para protegerlas durante la fase inicial y permitir su liberación progresiva para que puedan colonizar la rizósfera y expresar actividad metabólica (Colin et al., 2024; Szopa et al., 2022).

El almidón y sus derivados representan matrices o aditivos relevantes porque son polisacáridos biodegradables, accesibles y susceptibles de degradación por enzimas microbianas del suelo. Su incorporación puede contribuir a la formación de estructuras protectoras y, al mismo tiempo, funcionar como fuente parcial de carbono durante la reactivación celular posterior a la hidratación de la cápsula. Esta propiedad es importante en bioinoculantes, porque la célula liberada necesita recursos disponibles para recuperar actividad metabólica, producir metabolitos y competir en la rizósfera. No obstante, el uso de almidón debe evaluarse con cautela, ya que su degradación también puede modificar la actividad microbiana nativa y alterar temporalmente la composición de solutos en la solución del suelo (Ali et al., 2023; Vassilev et al., 2020).

El quitosano presenta características particulares debido a su capacidad para formar películas, interactuar electrostáticamente con otros polisacáridos y generar matrices compuestas con alginato u otros biopolímeros. Su uso en bioinoculantes exige ajustar concentración y compatibilidad, porque puede mostrar actividad antimicrobiana dependiente de dosis y condiciones químicas. Cuando se formula adecuadamente, puede mejorar estabilidad estructural, protección frente a estrés externo y liberación controlada del microorganismo. Las matrices compuestas de alginato–quitosano han sido exploradas como sistemas protectores porque combinan hidratación, reticulación, resistencia mecánica y biodegradabilidad, atributos relevantes para mantener viabilidad celular en ambientes variables (Ali et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022).

La celulosa, la carboximetilcelulosa, la goma arábiga, la carragenina y otros polisacáridos naturales también pueden funcionar como portadores, recubrimientos o modificadores de matriz. Estos materiales aportan viscosidad, capacidad formadora de gel, retención hídrica, protección frente a desecación y posibilidad de combinarse con nutrientes o compuestos protectores. Su selección debe realizarse en función de la fisiología del microorganismo, la técnica de formulación, la humedad esperada del suelo y el patrón deseado de liberación. En este sentido, la matriz no es un componente accesorio, sino un factor que puede modificar supervivencia, liberación, colonización y respuesta edáfica medible (Ali et al., 2023; Pereira et al., 2023).

La protección frente a estrés osmótico constituye una de las funciones más importantes de los biopolímeros naturales. La solución del suelo puede presentar variaciones rápidas en potencial hídrico y concentración iónica, particularmente después de riego, secado parcial, fertilización o actividad radical. Una matriz hidratable puede amortiguar parcialmente esas variaciones y reducir el contacto directo de la célula con cambios osmóticos bruscos. Este efecto resulta relevante para interpretar la respuesta de la conductividad eléctrica (CE), porque la matriz puede modular tanto la supervivencia celular como la salida de metabolitos e iones hacia el ambiente edáfico (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

La protección frente a desecación y fluctuación térmica también contribuye a la persistencia funcional del bioinoculante. Las células microbianas libres pueden perder viabilidad durante almacenamiento o después de su aplicación al suelo cuando disminuye la humedad o aumenta la temperatura. Las matrices poliméricas hidratables pueden disminuir la velocidad de pérdida de agua, conservar un microambiente más estable y reducir el daño asociado con estrés físico. Esta propiedad no garantiza por sí misma la eficacia agronómica, pero incrementa la probabilidad de que el microorganismo llegue viable a la rizósfera y exprese mecanismos funcionales después de su liberación (Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

La interacción entre biopolímeros y células microbianas también puede influir sobre la formación de biopelículas y la liberación de metabolitos. Una matriz porosa permite que las células encapsuladas perciban agua, oxígeno, solutos y señales químicas; posteriormente, al liberarse, pueden adherirse a superficies radicales y producir exopolisacáridos, sideróforos, enzimas extracelulares y ácidos orgánicos. Estos compuestos pueden modificar el pH, la CE y la disponibilidad nutrimental en la rizósfera. De esta manera, los biopolímeros no solo protegen físicamente al microorganismo, sino que condicionan la transición entre la fase de formulación y la fase de actividad microbiana en suelo (Ali et al., 2023; Szopa et al., 2022).

En términos conceptuales, el uso de alginato, almidón y biopolímeros naturales confirma que el eje de la tesis corresponde a microencapsulación biotecnológica de bioinoculantes, no a nanotecnología agrícola. Las matrices se diseñan para proteger bacterias y actinomicetos de escala micrométrica, preservar su viabilidad y favorecer su liberación gradual hacia el suelo. Por ello, la discusión debe centrarse en supervivencia celular, liberación progresiva, interacción con la rizósfera y modificación de variables

fisicoquímicas, no en nanopartículas o nanofertilizantes. Esta precisión sostiene la coherencia entre el marco teórico, los tratamientos evaluados y las variables medidas mediante sensores (Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

1.18. Liberación progresiva de microorganismos encapsulados en el suelo

La liberación progresiva de microorganismos encapsulados en el suelo corresponde a la transición entre la fase de protección celular dentro de la matriz y la fase de actividad biológica en la rizósfera. Este proceso no debe interpretarse como una simple difusión de partículas o compuestos, debido a que el agente activo es una célula viva que debe hidratarse, conservar integridad fisiológica, reactivar su metabolismo, salir gradualmente de la matriz y establecer contacto funcional con exudados radicales, partículas minerales, agua del suelo y microbiota nativa. Por ello, la liberación progresiva constituye un punto crítico para explicar cómo la microencapsulación puede traducirse en respuestas detectables en pH, conductividad eléctrica (CE), temperatura y crecimiento inicial del cultivo (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

La liberación desde matrices biodegradables depende de la hidratación del biopolímero, la porosidad de la cápsula, la concentración del polímero, el grado de reticulación, la degradabilidad del material y la actividad biológica del suelo. En matrices de alginato, la entrada de agua permite la expansión del gel y el intercambio de solutos, mientras que la erosión progresiva o el intercambio iónico con el medio favorecen la salida gradual de células. Esta dinámica permite evitar una exposición inmediata y masiva del inoculante al estrés edáfico, lo que incrementa la probabilidad de que parte de la población microbiana alcance la rizósfera en condiciones viables (Saberri Riseh et al., 2021; Szopa et al., 2022).

La liberación progresiva también depende del equilibrio entre protección y difusión. Una matriz excesivamente compacta puede conservar células durante más tiempo, pero limitar el intercambio de oxígeno, agua, exudados y metabolitos necesarios para la reactivación microbiana. Por el contrario, una matriz demasiado porosa puede liberar rápidamente el inoculante y reducir su protección frente a desecación, estrés osmótico, competencia microbiana y depredación edáfica. La formulación debe equilibrar ambos procesos, porque el desempeño del bioinoculante no se define solo por el número de células encapsuladas, sino por la proporción de células que se liberan viables y con

capacidad metabólica en el momento adecuado (Ali et al., 2023; Colin et al., 2024; Szopa et al., 2022).

La humedad del suelo es uno de los factores más importantes en la liberación de microorganismos encapsulados. La matriz requiere agua para hidratarse, permitir difusión de solutos y favorecer el movimiento celular hacia el ambiente edáfico; sin embargo, la humedad también modifica la concentración de iones, el potencial osmótico, la respiración microbiana y la movilidad de metabolitos. En condiciones de baja humedad, la cápsula puede permanecer parcialmente deshidratada y retardar la liberación; en condiciones de mayor disponibilidad hídrica, la liberación puede acelerarse y aumentar la interacción con la rizósfera. Esta relación es relevante para interpretar cambios de CE, porque la salida de células, metabolitos e iones ocurre dentro de una fase líquida cuya concentración puede variar por dilución, absorción radical o redistribución salina (Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

La temperatura del suelo también regula la liberación progresiva porque afecta la hidratación del material, la difusión de solutos, la degradación de la matriz y la actividad metabólica de las células encapsuladas. Dentro de rangos compatibles con la fisiología microbiana, una mayor temperatura puede acelerar respiración, actividad enzimática y transformación de sustratos, lo que favorece la reactivación celular después de la liberación. Sin embargo, temperaturas elevadas o fluctuaciones intensas pueden reducir viabilidad, alterar la estructura del biopolímero y disminuir la persistencia del bioinoculante. Esta relación justifica que la temperatura se evalúe junto con pH y CE, ya que modula tanto la liberación del microorganismo como los procesos edáficos derivados de su actividad (Qu et al., 2023; Szopa et al., 2022).

La liberación progresiva modifica la temporalidad de la respuesta microbiana en el suelo. Una aplicación de células libres puede producir una exposición inmediata al ambiente edáfico, seguida de pérdida acelerada de viabilidad por estrés osmótico, competencia, desecación o depredación. En cambio, una matriz biodegradable puede generar una salida escalonada de células, lo que aumenta la probabilidad de colonización sostenida y actividad metabólica prolongada. Este patrón es especialmente relevante para microorganismos promotores del crecimiento vegetal, porque su efecto depende de eventos sucesivos: supervivencia inicial, liberación, colonización de la raíz, producción de metabolitos y transformación de nutrientes (Feng et al., 2025; Rojas-Sánchez et al., 2022).

La evidencia reciente muestra que los sistemas poliméricos pueden mejorar la adaptación y colonización de rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal, conocidas como PGPR por sus siglas en inglés, *Plant Growth-Promoting Rhizobacteria*. Un hidrogel elaborado con carboximetil quitosano, alginato de sodio y cloruro de calcio permitió cargar rizobacterias endófitas, protegerlas frente a condiciones ambientales adversas, favorecer su colonización en regiones de la raíz y mejorar la eficiencia promotora del crecimiento vegetal; además, la formulación atenuó la pérdida de actividad bacteriana en ambientes ácidos. Esta evidencia fortalece la interpretación de la microencapsulación como una tecnología de protección y establecimiento celular, no como un simple sistema de liberación física (Feng et al., 2025).

La liberación progresiva puede influir sobre el pH del suelo porque las células liberadas producen ácidos orgánicos, enzimas, sideróforos y otros metabolitos que modifican microgradientes químicos alrededor de la matriz y la raíz. Esta respuesta no necesariamente ocurre de manera inmediata; puede desarrollarse conforme la cápsula se hidrata, libera células y permite que el microorganismo se adapte al microambiente. En consecuencia, el pH puede mostrar variaciones graduales que reflejan actividad metabólica localizada, solubilización de nutrientes, respiración y capacidad amortiguadora del suelo. Esta dinámica explica por qué el pH puede ser una variable sensible en sistemas con microorganismos encapsulados (Pan et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022).

La CE también puede responder a la liberación progresiva de microorganismos encapsulados, aunque su señal suele ser más amortiguada que la del pH. La actividad microbiana puede movilizar iones mediante solubilización, mineralización, quelación y degradación de compuestos orgánicos, pero esos iones pueden ser absorbidos por raíces, adsorbidos en coloides, inmovilizados por biomasa microbiana o redistribuidos en la solución del suelo. Por ello, una respuesta moderada de CE no debe interpretarse como ausencia de actividad microbiana, sino como resultado del balance entre liberación, transformación, retención y absorción de iones. Esta lectura es particularmente importante cuando el bioinoculante se libera de manera escalonada desde una matriz biodegradable (Beltrán-Medina et al., 2023; Thepbandit & Athinuwat, 2024).

La liberación progresiva también determina la posibilidad de formación de microambientes edáficos activos. Alrededor de la cápsula hidratada pueden generarse zonas con mayor humedad, concentración de metabolitos, actividad enzimática y

presencia de células viables. Estos microambientes pueden funcionar como puntos de transición entre la formulación y la rizósfera, donde el microorganismo comienza a interactuar con señales radicales y comunidades nativas. En este sentido, la cápsula no actúa únicamente como contenedor, sino como una estructura temporal que condiciona la emergencia de actividad biológica localizada dentro del suelo (Ali et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

El monitoreo mediante sensores permite registrar la respuesta temporal asociada con la liberación de células encapsuladas. La hidratación de la matriz, la salida de microorganismos, la producción de metabolitos y la transformación de nutrientes pueden generar cambios secuenciales en pH, CE y temperatura. Estos cambios pueden ser sutiles, graduales o dependientes del cultivo, por lo que las mediciones puntuales podrían subestimar la dinámica real del proceso. La lectura temporal permite interpretar el bioinoculante encapsulado como un sistema activo que modifica el ambiente edáfico conforme avanza la liberación y el establecimiento microbiano (Feng et al., 2025; Rojas-Sánchez et al., 2022).

La liberación progresiva de microorganismos encapsulados representa, por tanto, el mecanismo operativo que conecta la matriz biodegradable con la funcionalidad del bioinoculante en el suelo. La cápsula protege células frente al estrés inicial, regula su exposición al ambiente, permite una salida gradual y aumenta la probabilidad de que el microorganismo exprese procesos metabólicos en la rizósfera. Bajo esta lógica, las respuestas en pH, CE, temperatura, altura de planta y número de hojas deben interpretarse como resultados de una secuencia biológica activa: protección celular, hidratación de la matriz, liberación, colonización, producción de metabolitos y modificación del sistema suelo-planta (Feng et al., 2025; Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

1.19. Protección celular frente a desecación, estrés osmótico, competencia microbiana y depredación edáfica

La protección celular constituye una función crítica de la microencapsulación de microorganismos benéficos, debido a que las células aplicadas al suelo quedan expuestas a condiciones fisicoquímicas y biológicas que pueden reducir rápidamente su viabilidad. Entre los factores de mayor presión se encuentran la desecación, el estrés osmótico, las fluctuaciones de pH y temperatura, la competencia con microbiota nativa y la

depredación por organismos edáficos. Esta condición explica por qué la encapsulación de microorganismos vivos no puede interpretarse como un simple sistema de liberación, ya que su función principal consiste en preservar células metabólicamente competentes hasta que puedan liberarse, establecerse en la rizósfera y expresar mecanismos funcionales asociados con crecimiento vegetal, transformación de nutrientes y modificación del microambiente edáfico (Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

La desecación es una de las principales causas de pérdida de viabilidad en bioinoculantes microbianos, especialmente durante almacenamiento, transporte, aplicación y establecimiento inicial en suelo. La pérdida de agua altera membranas, proteínas, ácidos nucleicos y sistemas enzimáticos, lo que puede comprometer la recuperación metabólica de la célula aun cuando el microorganismo conserve potencial funcional en condiciones de laboratorio. La microencapsulación con matrices hidratables, como alginato y otros polisacáridos, puede reducir la velocidad de pérdida de agua, estabilizar parcialmente el microambiente celular y prolongar la supervivencia del inoculante durante la transición hacia el suelo (Ali et al., 2023; Wang et al., 2025).

El estrés osmótico también condiciona la supervivencia de los microorganismos inoculados, porque la solución del suelo presenta variaciones en concentración de sales, potencial hídrico y disponibilidad de agua. Estas variaciones pueden intensificarse después del riego, secado parcial, fertilización o cambios en la conductividad eléctrica (CE), generando presión sobre membranas celulares, transporte de solutos y actividad metabólica. Una matriz biodegradable hidratable puede funcionar como zona de amortiguamiento osmótico, reduciendo la exposición inmediata de la célula a cambios bruscos en el medio. Esta protección resulta especialmente relevante para interpretar la CE en sistemas con bioinoculantes encapsulados, porque la señal iónica medida por sensores puede afectar simultáneamente la viabilidad del microorganismo y la liberación de metabolitos hacia la rizósfera (Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

La competencia microbiana representa otra barrera ecológica para el establecimiento de bioinoculantes. Las células liberadas en el suelo deben competir con comunidades nativas por carbono, nitrógeno, fósforo, hierro, oxígeno, agua y sitios de colonización sobre la raíz o partículas minerales. Esta competencia puede reducir la persistencia del inoculante cuando las células se aplican libres y quedan expuestas de forma inmediata a una comunidad microbiana ya adaptada al ambiente local. La microencapsulación puede disminuir la pérdida inicial de células al liberar el microorganismo de manera

gradual, favoreciendo una transición progresiva hacia el nicho rizosférico en lugar de una exposición total y simultánea al ambiente competitivo del suelo (Papin et al., 2024; Samantaray et al., 2024).

La depredación edáfica por protistas, nematodos bacterívoros y otros componentes de la microfauna puede reducir la abundancia de microorganismos introducidos antes de que logren colonizar la rizósfera. Esta presión biológica forma parte de la dinámica natural del suelo, donde las poblaciones bacterianas son reguladas por redes tróficas complejas. En este contexto, la matriz encapsulante puede funcionar como una barrera temporal que limita la exposición directa de las células a depredadores y permite una salida gradual hacia el medio. Esta función ecológica diferencia de manera clara la encapsulación microbiana de la encapsulación de nutrientes, ya que en el primer caso se protege una célula viva sometida a interacción trófica, mientras que en el segundo se regula la difusión de un compuesto químico (Papin et al., 2024; Rojas-Sánchez et al., 2022).

Las fluctuaciones de pH y temperatura también afectan la persistencia de microorganismos benéficos en el suelo. El pH modifica la integridad de membranas, la actividad enzimática, la disponibilidad de nutrientes y la competencia entre grupos microbianos; la temperatura regula respiración, crecimiento celular, síntesis de metabolitos y velocidad de degradación de la matriz. En microorganismos encapsulados, la matriz puede amortiguar parcialmente el contacto inicial con estas variaciones, aunque no elimina la dependencia fisiológica de la cepa respecto al ambiente edáfico. Por ello, el monitoreo de pH y temperatura mediante sensores permite interpretar no solo la respuesta del suelo, sino también las condiciones bajo las cuales el bioinoculante puede conservar actividad funcional después de su liberación (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

La protección celular mediante biopolímeros no debe considerarse absoluta, sino dependiente de la calidad de la formulación. La concentración del polímero, la porosidad, el tamaño de la cápsula, la humedad residual, el agente reticulante, la carga microbiana y las condiciones de almacenamiento determinan la supervivencia del inoculante. En matrices de alginato, por ejemplo, se ha señalado que la encapsulación puede aumentar la supervivencia celular y prolongar el periodo de liberación del microorganismo, pero su desempeño depende del diseño de la matriz y de las condiciones ambientales donde se aplica. Esta dependencia exige que la formulación se evalúe como parte del sistema biológico, no como un componente secundario (Ali et al., 2023; Szopa et al., 2022).

La protección frente a estrés edáfico tiene consecuencias directas sobre las variables medidas en la tesis. Un microorganismo que conserva viabilidad y se libera progresivamente puede producir ácidos orgánicos, sideróforos, enzimas extracelulares, lipopeptidos y exopolisacáridos, compuestos capaces de modificar el pH, la CE y la disponibilidad nutrimental. En cambio, si la célula pierde viabilidad por desecación, choque osmótico, competencia o depredación, la respuesta fisicoquímica del suelo puede reducirse o expresarse de manera transitoria. Por esta razón, pH, CE y temperatura deben interpretarse como variables dependientes de la persistencia funcional del bioinoculante, no únicamente como propiedades del suelo (Rojas-Sánchez et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

La microencapsulación también puede favorecer una distribución temporal más estable del inoculante. En lugar de liberar toda la población microbiana inmediatamente después de la aplicación, la matriz permite una salida escalonada que aumenta la probabilidad de coincidencia entre células viables, humedad adecuada, disponibilidad de exudados radicales y microhábitats favorables. Esta sincronía es esencial para la colonización, porque la célula debe encontrar condiciones compatibles con su metabolismo antes de expresar mecanismos de promoción del crecimiento vegetal. En este sentido, la protección celular se convierte en un componente central de la eficacia biotecnológica del bioinoculante (Feng et al., 2025; Rojas-Sánchez et al., 2022).

La protección celular frente a desecación, estrés osmótico, competencia microbiana y depredación edáfica representa, por tanto, uno de los argumentos más sólidos para justificar la encapsulación de microorganismos benéficos. A diferencia de un nutriente encapsulado, el microorganismo requiere conservar integridad celular, metabolismo potencial, capacidad de colonización y respuesta adaptativa frente al ambiente edáfico. Esta diferencia funcional sostiene la orientación del marco teórico hacia la microbiología agrícola y la biotecnología de bioinoculantes, evitando la confusión conceptual con nanofertilizantes o sistemas de liberación puramente química (Ali et al., 2023; Papin et al., 2024; Rojas-Sánchez et al., 2022).

1.20. Microambientes edáficos generados por matrices de encapsulación microbiana

Las matrices de encapsulación microbiana pueden generar microambientes edáficos transitorios donde convergen humedad, células viables, metabolitos, solutos, exudados radicales y partículas minerales. Estos microambientes no deben interpretarse como

simples espacios físicos de retención, sino como zonas funcionales donde la célula encapsulada pasa de una fase protegida a una fase metabólicamente activa. En bioinoculantes agrícolas, esta transición es relevante porque la respuesta del sistema suelo-planta depende de que el microorganismo sobreviva, se libere gradualmente, perciba señales del ambiente rizosférico y exprese mecanismos asociados con solubilización de nutrientes, producción de metabolitos, colonización radical y competencia ecológica (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

La formación de microambientes alrededor de una cápsula biodegradable depende de la hidratación de la matriz, la porosidad, el grado de reticulación, el tamaño de partícula, la carga celular y la degradación progresiva del biopolímero. En matrices de alginato, la red polimérica hidratada puede retener agua, permitir intercambio de oxígeno y solutos, proteger células frente a estrés ambiental y modular la salida de microorganismos hacia la solución del suelo. Esta condición permite que la cápsula funcione como un punto localizado de actividad biológica, donde la célula puede reactivarse antes de quedar completamente expuesta a la competencia microbiana y a las fluctuaciones fisicoquímicas del suelo (Rojas-Sánchez et al., 2022; Saberi Riseh et al., 2021; Szopa et al., 2022).

El microambiente generado por la matriz encapsulante puede amortiguar parcialmente condiciones adversas como desecación, estrés osmótico, cambios de pH, variación térmica y presión biológica del suelo. Esta función protectora es especialmente importante porque una célula libre aplicada directamente al suelo queda expuesta de manera inmediata a competencia por carbono, hierro, fósforo, oxígeno y espacio, además de depredación por microfauna edáfica. La encapsulación permite reducir esta exposición inicial y crear una zona intermedia donde la célula conserva mayor probabilidad de mantener viabilidad antes de liberarse hacia la rizósfera (Rojas-Sánchez et al., 2022; Saberi Riseh et al., 2021; Vassilev et al., 2020).

La disponibilidad de agua dentro y alrededor de la cápsula es un componente decisivo del microambiente edáfico. La hidratación permite expansión del gel, difusión de solutos, intercambio de gases y reactivación metabólica de las células encapsuladas. Sin embargo, la misma fase líquida también regula la concentración de iones solubles, la movilidad de metabolitos y la conductividad eléctrica (CE) del suelo. Por esta razón, la matriz encapsulante puede influir indirectamente sobre la CE, no necesariamente por liberar sales en alta concentración, sino por modificar la temporalidad de liberación

celular, producción de metabolitos, movilización de nutrientes y redistribución iónica en el entorno inmediato de la cápsula (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

El pH del microambiente edáfico puede modificarse cuando las células liberadas desde la matriz producen ácidos orgánicos, enzimas extracelulares, sideróforos y otros metabolitos asociados con solubilización de nutrientes. Esta acidificación o alcalinización localizada puede diferir del pH promedio del suelo, debido a la capacidad amortiguadora de arcillas, carbonatos, materia orgánica y complejos de intercambio. En consecuencia, los cambios registrados mediante sensores deben interpretarse como una respuesta integrada de microzonas activas, hidratación de la matriz, metabolismo celular y reacciones químicas del suelo, no como efecto directo y único del material encapsulante (Pan et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022; Thepbandit & Athinuwat, 2024).

La temperatura también participa en la formación y funcionamiento de microambientes edáficos asociados con cápsulas microbianas. Esta variable regula la hidratación del biopolímero, la difusión de solutos, la respiración microbiana, la actividad enzimática y la degradación de la matriz. Dentro de rangos fisiológicos compatibles con la cepa, una temperatura favorable puede acelerar reactivación metabólica y producción de metabolitos; fuera de esos rangos, puede reducir viabilidad o alterar la estabilidad de la matriz. Por ello, la temperatura registrada mediante sensores debe relacionarse con pH y CE, ya que estos tres indicadores reflejan procesos acoplados de actividad microbiana, dinámica iónica y estabilidad del microambiente (Qu et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

La matriz encapsulante también puede favorecer la acumulación localizada de metabolitos microbianos. Ácidos orgánicos, lipopeptidos, sideróforos, exopolisacáridos, enzimas extracelulares y compuestos orgánicos volátiles pueden concentrarse inicialmente cerca de la cápsula antes de difundirse hacia el suelo circundante. Esta acumulación localizada puede modificar disponibilidad de fósforo, hierro, zinc y otros nutrimentos, además de favorecer adhesión celular, formación de biopelículas y competencia frente a microorganismos nativos. En este sentido, el microambiente generado por la cápsula funciona como una interfase entre la formulación del bioinoculante y la actividad rizosférica posterior (Balleux et al., 2025; Chen et al., 2024; Rojas-Sánchez et al., 2022).

Los microambientes inducidos por encapsulación tienen relevancia especial en suelos heterogéneos, donde humedad, oxígeno, materia orgánica y disponibilidad de nutrientes varían en distancias muy cortas. Una cápsula biodegradable puede generar un punto de mayor estabilidad hídrica y biológica dentro de esa heterogeneidad, aumentando la probabilidad de que las células se liberen en condiciones compatibles con su actividad. Esta lectura es importante para evitar una interpretación excesivamente uniforme del suelo; el efecto del bioinoculante no ocurre en todo el volumen edáfico al mismo tiempo, sino en microzonas donde coinciden matriz hidratada, células viables, recursos disponibles y señales radicales (Rojas-Sánchez et al., 2022; Saberi Riseh et al., 2021; Vassilev et al., 2020).

El monitoreo mediante sensores permite aproximar la actividad de estos microambientes cuando se evalúan cambios temporales en pH, CE y temperatura. Aunque los sensores no observan directamente la colonización microbiana ni la producción de metabolitos, registran respuestas fisicoquímicas que pueden derivarse de la hidratación de la matriz, liberación celular, respiración, transformación de nutrientes y redistribución iónica. Esta aproximación resulta pertinente para bioinoculantes encapsulados porque sus efectos pueden ser graduales, localizados y dependientes del tiempo posterior a la aplicación, por lo que una medición puntual podría subestimar la dinámica funcional del sistema (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

Los microambientes edáficos generados por matrices de encapsulación microbiana representan, por tanto, una pieza conceptual central para comprender la diferencia entre encapsular nutrientes y encapsular microorganismos vivos. En nutrientes, la matriz regula principalmente la difusión de un compuesto; en microorganismos, la matriz crea una zona temporal de protección, hidratación, reactivación y liberación celular. Esta diferencia permite interpretar pH, CE y temperatura como respuestas del sistema suelo–microorganismo–planta, derivadas de células viables que modifican localmente el ambiente edáfico después de su liberación progresiva (Rojas-Sánchez et al., 2022; Saberi Riseh et al., 2021; Vassilev et al., 2020).

1.21. Monitoreo de pH, conductividad eléctrica y temperatura mediante sensores

El monitoreo de pH, conductividad eléctrica (CE) y temperatura mediante sensores permite evaluar la respuesta del suelo como un proceso temporal, no como una condición estática determinada por mediciones aisladas. Esta aproximación es

pertinente en sistemas con microorganismos benéficos microencapsulados, debido a que la hidratación de la matriz, la liberación celular, la producción de metabolitos, la interacción con raíces y la transformación de nutrientes no ocurren en un solo momento. Los sensores permiten registrar variaciones graduales en la reacción química del suelo, la concentración aparente de iones solubles y la condición térmica que regula actividad microbiana, respiración y procesos enzimáticos (Comegna et al., 2024; Soussi et al., 2024).

El pH medido mediante sensores aporta información sobre la reacción química del suelo y su variación temporal frente a la actividad microbiana. En bioinoculantes microencapsulados, los cambios de pH pueden asociarse con producción de ácidos orgánicos, solubilización de fosfatos, respiración, transformación de nitrógeno, interacción con exudados radicales y capacidad amortiguadora de la matriz edáfica. Esta lectura exige interpretar el pH como una variable dinámica influida por procesos biológicos y fisicoquímicos simultáneos, especialmente cuando las células encapsuladas se liberan progresivamente y generan microgradientes químicos localizados (Aguiar & Barros, 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022).

La conductividad eléctrica medida mediante sensores permite aproximar la concentración de iones solubles en la solución del suelo, aunque su interpretación requiere cautela. La CE puede cambiar por mineralización, solubilización, liberación de metabolitos, absorción radical, redistribución de sales, humedad del suelo y movilidad iónica. En estudios recientes se ha reportado que los valores de CE obtenidos con sensores pueden relacionarse con componentes de fertilidad, como materia orgánica y potasio disponible, siempre que se consideren las condiciones de humedad y calibración del sistema de medición. Esta evidencia respalda el uso de la CE como indicador complementario de dinámica nutrimental, no como medida directa única de actividad microbiana (Kim et al., 2024).

La temperatura del suelo medida con sensores permite interpretar la condición física que regula procesos biológicos esenciales, como respiración microbiana, actividad enzimática, germinación de esporas, crecimiento radical, difusión de solutos y degradación de la matriz encapsulante. En microorganismos microencapsulados, la temperatura también condiciona la hidratación del biopolímero y la velocidad con la que las células pasan de una fase protegida a una fase metabólicamente activa. Por ello, la temperatura debe analizarse junto con pH y CE, ya que puede explicar diferencias en la

intensidad y temporalidad de la respuesta microbiana observada en el suelo (Qu et al., 2023; Zhang et al., 2024).

El uso de sensores en agricultura de precisión permite obtener datos en tiempo real o con alta frecuencia temporal, lo que facilita identificar tendencias, fluctuaciones y respuestas diferidas que podrían no detectarse con muestreos puntuales. Las tecnologías de sensores, integradas o no a plataformas de Internet de las Cosas (IoT, *Internet of Things*), se han utilizado para monitorear humedad, temperatura, pH, CE, salinidad y otros indicadores del suelo, con el propósito de mejorar decisiones de manejo agronómico. Esta perspectiva es relevante para bioinoculantes encapsulados porque la respuesta del suelo puede ser gradual, dependiente de la liberación celular y modulada por condiciones microambientales (Mansoor et al., 2025; Pascoal et al., 2024; Soussi et al., 2024).

La confiabilidad de las mediciones mediante sensores depende de calibración, profundidad de instalación, contacto con el suelo, humedad, salinidad, temperatura, textura y mantenimiento del equipo. Un sensor colocado en una zona con baja humedad, mal contacto con la matriz edáfica o interferencia salina puede generar lecturas no representativas del proceso biológico que se busca interpretar. En estudios con microorganismos encapsulados, esta consideración es crítica porque la actividad microbiana puede ocurrir en microzonas localizadas alrededor de la cápsula o de la raíz, mientras que el sensor registra una señal integrada del volumen de suelo donde se encuentra instalado (Pascoal et al., 2024; Tornese et al., 2024).

La lectura conjunta de pH, CE y temperatura permite construir una interpretación más robusta que la evaluación aislada de cada variable. El pH aporta información sobre acidificación, alcalinización o amortiguamiento químico; la CE refleja la dinámica de iones solubles; la temperatura indica condiciones físicas que regulan respiración, actividad enzimática y liberación desde la matriz. En bioinoculantes microencapsulados, estas tres variables pueden responder con diferente sensibilidad: el pH puede detectar cambios en microgradientes químicos, la CE puede mostrar una señal más amortiguada por adsorción y absorción radical, y la temperatura puede expresar cambios asociados con actividad metabólica y estabilidad del microambiente (Kim et al., 2024; Qu et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022).

El monitoreo con sensores también permite diferenciar respuestas inmediatas de respuestas acumulativas. Después de la aplicación de microorganismos encapsulados, los primeros cambios pueden relacionarse con hidratación de la matriz y ajuste del microambiente; posteriormente, la liberación de células viables puede favorecer producción de metabolitos, transformación de nutrientes y colonización rizosférica; finalmente, estas respuestas pueden traducirse en cambios morfológicos del cultivo. Por tanto, la utilidad de los sensores no se limita a registrar valores absolutos, sino a describir la trayectoria temporal del sistema suelo–microorganismo–planta (Rojas-Padilla et al., 2022; Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

En términos metodológicos, los sensores deben interpretarse como herramientas de seguimiento edáfico, no como sustitutos absolutos de análisis microbiológicos o químicos de laboratorio. La medición de pH, CE y temperatura permite aproximar la dinámica del ambiente donde actúa el bioinoculante, pero no confirma por sí sola colonización, abundancia celular, expresión génica o producción específica de metabolitos. Por ello, su valor en esta tesis radica en relacionar la respuesta fisicoquímica del suelo con la aplicación de microorganismos encapsulados y con indicadores de crecimiento inicial, manteniendo una interpretación crítica de los límites instrumentales del monitoreo (Comegna et al., 2024; Pascoal et al., 2024; Soussi et al., 2024).

El monitoreo de pH, CE y temperatura mediante sensores representa, por tanto, una herramienta coherente con la evaluación de bioinoculantes microencapsulados, porque permite observar la evolución del microambiente edáfico después de la aplicación de células vivas protegidas en matrices biodegradables. Esta aproximación fortalece la lectura del sistema como una interacción entre formulación, liberación progresiva, actividad microbiana, dinámica iónica, condición térmica y crecimiento vegetal. Bajo este enfoque, las variables monitoreadas no se reducen a parámetros instrumentales, sino que funcionan como indicadores funcionales del sistema suelo–microorganismo–planta (Rojas-Sánchez et al., 2022; Soussi et al., 2024; Szopa et al., 2022).

1.22. Dinámica temporal de variables fisicoquímicas bajo aplicación de bioinoculantes encapsulados

La dinámica temporal de las variables fisicoquímicas del suelo bajo aplicación de bioinoculantes encapsulados debe interpretarse como una respuesta secuencial del sistema suelo–microorganismo–planta. Después de la aplicación, la matriz biodegradable

se hidrata, intercambia solutos con la solución del suelo, regula la liberación celular y permite que los microorganismos viables entren en contacto progresivo con exudados radicales y comunidades microbianas nativas. Esta secuencia puede modificar gradualmente el pH, la conductividad eléctrica (CE) y la temperatura, debido a que la actividad microbiana depende de hidratación, liberación, colonización, producción de metabolitos, respiración, actividad enzimática y transformación de nutrientes (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

El pH puede responder temporalmente a la liberación progresiva de microorganismos porque las células activas producen ácidos orgánicos, enzimas, sideróforos y otros metabolitos capaces de modificar la concentración de protones en microzonas rizosféricas. Esta respuesta no necesariamente ocurre inmediatamente después de la aplicación, ya que depende de la hidratación de la matriz, la viabilidad celular, la disponibilidad de carbono, el establecimiento sobre la raíz y la capacidad amortiguadora del suelo. Por ello, una modificación sostenida del pH puede interpretarse como señal indirecta de actividad microbiana acumulativa, especialmente cuando el bioinoculante se libera de manera gradual desde una matriz polimérica o polisacarídica (Pan et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022; Thepbandit & Athinuwat, 2024).

La CE puede presentar una dinámica temporal más amortiguada que el pH, debido a que expresa el balance entre liberación, movilización, retención, absorción radical e inmovilización microbiana de iones solubles. La actividad de rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal, conocidas como PGPR por sus siglas en inglés, *Plant Growth-Promoting Rhizobacteria*, puede incrementar la disponibilidad de fósforo, potasio, hierro, zinc y otros elementos mediante solubilización, quelación o actividad enzimática; sin embargo, estos iones pueden ser simultáneamente adsorbidos por coloides, absorbidos por raíces o incorporados a biomasa microbiana. Por esta razón, una CE moderada o variable no implica ausencia de efecto biológico, sino una respuesta iónica regulada por múltiples procesos del suelo (Beltrán-Medina et al., 2023; Kim et al., 2024; Thepbandit & Athinuwat, 2024).

La temperatura del suelo interviene en la dinámica temporal porque regula respiración microbiana, actividad enzimática, difusión de solutos, hidratación de la matriz y velocidad de liberación celular. En bioinoculantes encapsulados, la temperatura puede determinar el momento en que la célula pasa de una fase protegida a una fase metabólicamente activa; también puede modificar la intensidad de mineralización y la producción de

metabolitos. Estudios sobre respiración del suelo han señalado que temperatura, biomasa microbiana y actividad enzimática son factores críticos para explicar la variación de la respiración en diferentes capas edáficas, lo que respalda su uso como variable funcional dentro del monitoreo del sistema suelo–microorganismo (Qu et al., 2023).

La dinámica temporal del sistema también depende de la estructura de la matriz encapsulante. En matrices de alginato, almidón, quitosano u otros biopolímeros, la porosidad, el grado de reticulación, el tamaño de la cápsula y la biodegradabilidad determinan si la liberación celular ocurre de forma rápida, gradual o prolongada. Esta característica puede generar respuestas fisicoquímicas diferidas: primero asociadas con hidratación del biopolímero y ajuste del microambiente; después con liberación celular y producción de metabolitos; finalmente con interacción rizosférica y respuesta del cultivo. Esta secuencia es distinta de la liberación de nutrientes encapsulados, porque el agente activo requiere supervivencia, reactivación metabólica y colonización para modificar el suelo (Ali et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

El monitoreo mediante sensores permite registrar esas respuestas como trayectorias, no solo como valores puntuales. En un sistema con bioinoculantes encapsulados, una lectura aislada puede capturar únicamente una fase del proceso, mientras que el seguimiento temporal permite distinguir entre respuesta inicial de hidratación, respuesta intermedia de liberación celular y respuesta posterior de establecimiento microbiano. Esta aproximación es consistente con el uso reciente de tecnologías de sensores e Internet de las Cosas (IoT, *Internet of Things*) en agricultura de precisión, donde el seguimiento continuo de variables edáficas permite interpretar mejor la dinámica de los sistemas agrícolas y sus respuestas al manejo (Comegna et al., 2024; Soussi et al., 2024).

La dinámica temporal también puede explicar diferencias entre variables. El pH puede mostrar cambios más definidos cuando la producción de protones, ácidos orgánicos o reacciones de solubilización modifica la reacción química local; la CE puede responder con menor amplitud si los iones liberados se redistribuyen, adsorben o absorben rápidamente; la temperatura puede mostrar variaciones pequeñas, pero consistentes, asociadas con respiración, actividad enzimática y transferencia de calor en el microambiente edáfico. Esta diferenciación permite interpretar la respuesta del suelo como una jerarquía funcional de sensibilidad, donde cada variable expresa una

dimensión distinta del sistema suelo–microorganismo–planta (Qu et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

La respuesta temporal de pH, CE y temperatura también depende del cultivo, porque las raíces modifican la rizósfera mediante exudación, absorción selectiva de iones, respiración radical, liberación de compuestos orgánicos y establecimiento de microbiomas específicos. Chícharo (*Pisum sativum* L.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), maíz (*Zea mays* L.) y trigo (*Triticum aestivum* L.) presentan diferencias morfológicas y fisiológicas que pueden modificar la disponibilidad de carbono, la arquitectura radical y la intensidad de interacción con el bioinoculante. Por tanto, la dinámica temporal de las variables fisicoquímicas no depende únicamente de la matriz encapsulante, sino también del cultivo que estructura el microambiente radical (Khoso et al., 2024; Rojas-Padilla et al., 2022).

La aplicación de bioinoculantes encapsulados puede generar respuestas acumulativas, diferidas o transitorias. Una respuesta acumulativa ocurre cuando la liberación progresiva mantiene actividad microbiana durante varios momentos de evaluación; una respuesta diferida aparece cuando el efecto se expresa después de la hidratación, liberación y establecimiento inicial; una respuesta transitoria puede ocurrir cuando el microorganismo modifica temporalmente la solución del suelo, pero posteriormente la señal se amortigua por absorción radical, adsorción o competencia microbiana. Esta clasificación ayuda a interpretar la variación de pH, CE y temperatura bajo monitoreo con sensores, evitando asumir que todo efecto biológico debe expresarse de forma inmediata (Papin et al., 2024; Rojas-Sánchez et al., 2022).

La dinámica temporal de las variables fisicoquímicas bajo bioinoculantes encapsulados representa, por tanto, una lectura integrada de la secuencia protección–hidratación–liberación–colonización–actividad metabólica–respuesta edáfica. Este enfoque permite sostener que los cambios en pH, CE y temperatura no son simples fluctuaciones instrumentales, sino indicadores funcionales del proceso mediante el cual células microbianas viables interactúan con la matriz del suelo y la raíz. Bajo esta lógica, el monitoreo con sensores fortalece la evaluación de la microencapsulación biotecnológica, porque permite observar la evolución del sistema y no solo el resultado final de la aplicación (Rojas-Sánchez et al., 2022; Soussi et al., 2024; Szopa et al., 2022).

1.23. Respuesta morfofisiológica temprana de cultivos ante microorganismos benéficos encapsulados

La respuesta morfofisiológica temprana de los cultivos ante microorganismos benéficos encapsulados representa la expresión vegetal de procesos que ocurren previamente en la matriz suelo–microorganismo–raíz. Después de la aplicación del bioinoculante, la matriz biodegradable debe hidratarse, liberar células viables, permitir colonización rizosférica y favorecer la producción de metabolitos capaces de modificar la adquisición de nutrientes, la arquitectura radical, la actividad hormonal y la tolerancia inicial al estrés. Por ello, variables como altura de planta, emisión de hojas, biomasa temprana y desarrollo radical no deben interpretarse como respuestas aisladas, sino como consecuencias morfológicas de una interacción biológica dependiente de viabilidad microbiana, establecimiento y actividad metabólica en el suelo (Khoso et al., 2024; Rojas-Padilla et al., 2022).

Las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal, conocidas como PGPR por sus siglas en inglés, *Plant Growth-Promoting Rhizobacteria*, pueden modificar el crecimiento temprano mediante mecanismos directos como fijación biológica de nitrógeno, solubilización de fósforo, producción de ácido indol-3-acético, síntesis de sideróforos y movilización de nutrientes. Estos mecanismos influyen sobre la expansión radical, la absorción de agua, la disponibilidad iónica y la formación de biomasa aérea. En etapas iniciales, pequeñas modificaciones en la arquitectura radical pueden amplificarse en la parte aérea mediante mayor disponibilidad de nutrientes, incremento de área fotosintética y emisión de nuevas hojas, lo que justifica evaluar altura de planta y número de hojas como indicadores de bioestimulación temprana (Bhat et al., 2023; Khoso et al., 2024).

La microencapsulación puede modificar la intensidad y temporalidad de la respuesta vegetal porque regula la exposición inicial del microorganismo al suelo y favorece una liberación más gradual de células viables. En trigo duro (*Triticum turgidum* subsp. *durum*), la microencapsulación de cepas de *Bacillus* se ha relacionado con mejoras en crecimiento y desarrollo, lo que respalda el uso de matrices protectoras como estrategia para aumentar la eficacia de bacterias promotoras del crecimiento bajo condiciones agrícolas. Esta evidencia es relevante porque muestra que la formulación no solo protege al microorganismo, sino que puede influir sobre la respuesta vegetal al mejorar la supervivencia, liberación y establecimiento del bioinoculante (Rojas-Padilla et al., 2022).

La producción microbiana de fitohormonas constituye una ruta central para explicar la respuesta morfofisiológica temprana. El ácido indol-3-acético puede estimular elongación radical, formación de raíces laterales y desarrollo de pelos absorbentes, mientras que citocininas y giberelinas pueden intervenir en división celular, expansión de tejidos y desarrollo aéreo. Esta regulación hormonal inducida por microorganismos benéficos puede favorecer un mayor sistema radical, incrementar la exploración del suelo y aumentar la capacidad de absorción de agua y nutrientes. Cuando el microorganismo está encapsulado, la expresión de este mecanismo depende de que las células liberadas conserven actividad metabólica y encuentren condiciones adecuadas para interactuar con exudados radicales (de Andrade et al., 2023; Sun et al., 2024).

La respuesta temprana del cultivo también depende de la transformación microbiana de nutrientes. La solubilización de fósforo, la movilización de potasio, la quelación de hierro y la transformación de formas nitrogenadas pueden mejorar la nutrición vegetal durante etapas de establecimiento, cuando la raíz aún presenta capacidad limitada de exploración. Estos procesos pueden modificar de manera indirecta la conductividad eléctrica (CE), porque alteran la concentración y movilidad de iones solubles, aunque la señal final depende de absorción radical, adsorción, inmovilización microbiana y capacidad amortiguadora del suelo. La relación entre bioinoculante encapsulado y crecimiento vegetal debe, por tanto, interpretarse junto con pH, CE y temperatura, no solo mediante variables morfológicas (Beltrán-Medina et al., 2023; Thepbandit & Athinuwat, 2024).

La temperatura del suelo puede modular la respuesta morfofisiológica temprana porque regula simultáneamente metabolismo microbiano, actividad enzimática, germinación o reactivación celular, crecimiento radical y transporte de nutrientes. Un ambiente térmico compatible con la actividad del microorganismo y el crecimiento de la raíz favorece la colonización rizosférica y la expresión de mecanismos de promoción vegetal. Por el contrario, temperaturas fuera de rangos fisiológicos pueden reducir la viabilidad del bioinoculante, retrasar la liberación funcional desde la matriz o limitar el crecimiento inicial del cultivo. Por esta razón, la temperatura monitoreada mediante sensores debe interpretarse como una variable física con consecuencias biológicas directas en el sistema suelo–microorganismo–planta (Qu et al., 2023; Yang et al., 2024).

La colonización radical representa un punto crítico entre la aplicación del bioinoculante y la respuesta morfológica del cultivo. Las células liberadas desde una matriz

encapsulante deben desplazarse, adherirse a superficies radicales, formar biopelículas y competir por recursos dentro de la rizósfera. Solo después de esta etapa pueden sostener producción de metabolitos, transformación de nutrientes y señalización con la planta. Esta secuencia explica por qué la respuesta en altura de planta o número de hojas puede ser diferida respecto a los primeros cambios en pH, CE o temperatura, debido a que la morfogénesis vegetal requiere acumulación temporal de efectos fisiológicos y nutricionales (Rojas-Sánchez et al., 2022; Yang et al., 2024).

La respuesta de los cultivos ante microorganismos benéficos encapsulados puede variar según especie vegetal, arquitectura radical, patrón de exudación y demanda nutrimental. Cultivos como chícharo (*Pisum sativum* L.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), maíz (*Zea mays* L.) y trigo (*Triticum aestivum* L.) presentan diferencias en morfología radical, metabolismo de nitrógeno, interacción con rizobacterias y capacidad de modificar el microambiente rizosférico. Estas diferencias pueden condicionar el establecimiento del bioinoculante y la magnitud de la bioestimulación observada, por lo que la comparación entre cultivos debe interpretarse como una interacción entre planta, microorganismo, matriz encapsulante y ambiente edáfico (Alzate Zuluaga et al., 2024; Khoso et al., 2024).

Las variables morfológicas tempranas permiten aproximar la respuesta funcional del cultivo, pero no sustituyen la interpretación mecanística del sistema edáfico. La altura de planta puede reflejar expansión celular, disponibilidad nutrimental y balance hormonal; el número de hojas puede asociarse con desarrollo vegetativo, área fotosintética potencial y estado fisiológico del cultivo. Sin embargo, estas respuestas pueden estar condicionadas por factores no microbianos, como humedad, temperatura, fertilidad inicial, densidad de siembra y vigor de la semilla. Por ello, la interpretación de bioestimulación debe apoyarse en la lectura conjunta de variables edáficas y morfológicas para evitar atribuciones simplistas al bioinoculante (Bhat et al., 2023; Khoso et al., 2024).

La respuesta morfofisiológica temprana constituye, en consecuencia, el resultado visible de una secuencia biológica iniciada por la protección y liberación progresiva del microorganismo encapsulado. Si las células sobreviven, se liberan, colonizan la rizósfera y expresan mecanismos funcionales, pueden modificar pH, CE, temperatura, disponibilidad nutrimental y arquitectura radical, lo que finalmente se refleja en crecimiento aéreo y emisión foliar. Bajo esta lógica, las variables vegetales deben interpretarse como indicadores integrados de la actividad del sistema suelo–

microorganismo-planta, no como efectos independientes de una formulación aplicada al suelo (Rojas-Padilla et al., 2022; Rojas-Sánchez et al., 2022; Sun et al., 2024).

1.24. Diferencias rizosféricas entre chícharo (*Pisum sativum* L.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), maíz (*Zea mays* L.) y trigo (*Triticum aestivum* L.)

Las diferencias rizosféricas entre chícharo (*Pisum sativum* L.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), maíz (*Zea mays* L.) y trigo (*Triticum aestivum* L.) son relevantes para interpretar la respuesta de cultivos contrastantes ante microorganismos benéficos encapsulados. Cada especie vegetal modifica el suelo inmediato a la raíz mediante arquitectura radical, patrón de exudación, demanda nutrimental, absorción selectiva de iones, respiración radical y asociación con microbiomas específicos. Esta variación implica que un mismo bioinoculante puede expresar efectos distintos según el cultivo, porque la liberación progresiva de células desde la matriz encapsulante ocurre dentro de rizósferas con diferente disponibilidad de carbono, composición química, estructura microbiana y capacidad de interacción con microorganismos promotores del crecimiento vegetal (Khoso et al., 2024; Solomon et al., 2024).

La rizósfera funciona como una zona de selección biológica determinada por los exudados radicales. Carbohidratos, aminoácidos, ácidos orgánicos, compuestos fenólicos, lípidos, flavonoides y metabolitos secundarios liberados por la raíz pueden estimular o restringir grupos microbianos específicos, modificando la estructura del microbioma y la actividad metabólica del suelo. Esta condición es central para cultivos como chícharo, frijol, maíz y trigo, porque sus diferencias fisiológicas pueden modificar la disponibilidad de sustratos para bacterias benéficas y, con ello, la magnitud de procesos como solubilización de fósforo, producción de sideróforos, síntesis de fitohormonas y formación de biopelículas (Pantigoso et al., 2022; Upadhyay et al., 2022).

Las leguminosas, representadas en este estudio por chícharo y frijol, presentan una rizósfera particularmente influida por interacciones asociadas con nitrógeno, señales flavonoides, nodulación y actividad microbiana relacionada con fijación biológica. Aunque la respuesta depende de genotipo, suelo y comunidad microbiana nativa, estas especies suelen generar un ambiente radical con fuerte intercambio químico entre planta y microorganismos, debido a la importancia de la simbiosis y de la demanda de fósforo, hierro, molibdeno y otros elementos vinculados con metabolismo nitrogenado. Por ello, en chícharo y frijol, los bioinoculantes encapsulados pueden interactuar con una

rizósfera donde la exudación, la transformación nutrimental y la competencia microbiana adquieren una intensidad particular (Alzate Zuluaga et al., 2024; Thepbandit & Athinuwat, 2024).

El frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) ha mostrado sensibilidad a la inoculación con rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal, con modificaciones simultáneas en propiedades químicas de la rizósfera, composición del microbioma y rasgos fenotípicos del cultivo. En estudios recientes, la inoculación bacteriana alteró el pH rizosférico, incrementó la diversidad bacteriana y modificó redes de interacción microbiana, lo que demuestra que la respuesta del cultivo no se limita a crecimiento visible, sino que incluye reorganización química y biológica del ambiente radical. Esta evidencia es útil para interpretar respuestas diferenciales de frijol frente a microorganismos encapsulados, especialmente cuando el monitoreo incluye pH, conductividad eléctrica (CE) y temperatura (da Cunha et al., 2024).

El maíz (*Zea mays* L.) presenta una arquitectura radical extensa y una elevada demanda de nutrientes durante el crecimiento inicial, lo que puede favorecer respuestas claras ante microorganismos capaces de solubilizar fósforo, movilizar micronutrientes, producir fitohormonas o modificar la eficiencia de absorción. La inoculación con bacterias solubilizadoras de fosfato ha mostrado efectos sobre fracciones de fósforo del suelo y productividad de maíz, confirmando que la interacción entre raíz y microorganismo puede modificar tanto la disponibilidad nutrimental como el desempeño vegetal. En sistemas con bioinoculantes encapsulados, esta respuesta puede depender de la coincidencia temporal entre liberación celular, crecimiento radical activo y demanda nutrimental del cultivo (Beltrán-Medina et al., 2023; Khoso et al., 2024).

El trigo (*Triticum aestivum* L.) presenta una rizósfera dominada por un sistema radical fibroso que explora el suelo mediante raíces finas y abundantes, lo que puede generar una interfaz amplia para la interacción con bacterias promotoras del crecimiento. La ingeniería del microbioma rizosférico en trigo ha sido planteada como una vía para mejorar nutrición, tolerancia al estrés y desempeño agronómico, debido a que la selección o aplicación de microorganismos funcionales puede modificar procesos de adquisición de nutrientes y respuesta fisiológica. En estudios con *Bacillus* microencapsulado, se ha reportado mejora del crecimiento y desarrollo de trigo duro, lo que respalda la pertinencia de evaluar este cultivo dentro de sistemas de bioinoculación encapsulada (Rojas-Padilla et al., 2022; Wagi et al., 2023).

La diferencia entre cultivos también puede modificar la dinámica temporal de pH, CE y temperatura. En especies con mayor exudación radical o crecimiento inicial más acelerado, la actividad microbiana puede intensificarse por mayor disponibilidad de carbono y señales químicas; en especies con menor interacción inicial, la respuesta del bioinoculante puede ser más lenta o limitada por competencia microbiana y disponibilidad de sustratos. El pH puede modificarse por ácidos orgánicos y absorción diferencial de cationes y aniones; la CE puede variar por movilización, absorción o retención de iones; la temperatura puede reflejar diferencias en respiración radical, actividad microbiana y estabilidad del microambiente edáfico. Esta variación justifica analizar los cultivos como factor biológico dentro del sistema suelo–microorganismo–planta (Qu et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022).

Los bioinoculantes encapsulados pueden responder de manera distinta en cada cultivo porque la matriz no actúa de forma independiente del ambiente radical. La cápsula protege células y regula la liberación, pero la colonización posterior depende de exudados, humedad, pH, temperatura, disponibilidad de nutrientes y compatibilidad ecológica con la microbiota nativa del cultivo. Por ello, la comparación entre chícharo, frijol, maíz y trigo permite evaluar si la microencapsulación genera una respuesta general del suelo o si su efecto se expresa de manera específica según la rizósfera de cada especie. Esta lectura evita interpretar la bioestimulación como un efecto uniforme del producto y permite ubicarla como una interacción dependiente del cultivo (Papin et al., 2024; Wang et al., 2024).

La interpretación de las diferencias rizosféricas debe considerar que las variables morfológicas de crecimiento temprano son consecuencia de procesos previos de interacción microbiana y edáfica. La altura de planta y el número de hojas pueden responder a disponibilidad de nutrientes, fitohormonas microbianas, arquitectura radical, temperatura, humedad y condición iónica del suelo. En leguminosas, la respuesta puede estar influida por procesos relacionados con metabolismo nitrogenado y asociación simbiótica; en gramíneas, puede estar más vinculada con exploración radical, fósforo, nitrógeno disponible y eficiencia de absorción. Por ello, el análisis conjunto de pH, CE, temperatura y crecimiento vegetal resulta indispensable para comparar cultivos con fisiologías contrastantes (Khoso et al., 2024; Sun et al., 2024).

Las diferencias rizosféricas entre chícharo, frijol, maíz y trigo permiten sostener que el efecto de los microorganismos benéficos encapsulados no debe explicarse únicamente

por la matriz o por la cepa inoculada, sino por la interacción entre formulación, suelo y especie vegetal. La microencapsulación mejora la probabilidad de supervivencia y liberación progresiva del microorganismo, pero la expresión final depende de la capacidad de cada cultivo para generar una rizósfera compatible con colonización, actividad metabólica y transformación de nutrientes. Bajo esta lógica, la comparación entre estos cultivos fortalece la lectura científica de la tesis porque vincula bioinoculación, dinámica fisicoquímica del suelo y respuesta vegetal temprana dentro de un sistema experimental multifactorial (Alzate Zuluaga et al., 2024; Rojas-Sánchez et al., 2022; Solomon et al., 2024).

1.25. Altura de planta y número de hojas como indicadores de crecimiento inicial bajo bioestimulación microbiana

La altura de planta y el número de hojas constituyen variables morfológicas útiles para evaluar el crecimiento inicial de cultivos sometidos a bioestimulación microbiana, debido a que reflejan respuestas integradas de expansión celular, arquitectura radical, absorción de agua, disponibilidad nutrimental, balance hormonal y capacidad fotosintética temprana. En sistemas tratados con microorganismos benéficos encapsulados, estas variables no deben interpretarse como efectos directos e inmediatos de la cápsula, sino como respuestas vegetales derivadas de una secuencia biológica previa: protección celular, liberación progresiva, colonización rizosférica, producción de metabolitos, transformación de nutrientes y ajuste fisiológico del cultivo. Esta lectura es consistente con la evidencia reciente que ubica a las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal como moduladoras de la fisiología completa de la planta, especialmente mediante cambios en nutrición y actividad radical (Khoso et al., 2024).

La altura de planta expresa el resultado acumulado de división celular, elongación de tallo, absorción nutrimental y estado hídrico del cultivo. En etapas tempranas, un incremento en altura puede asociarse con mayor disponibilidad de nitrógeno, fósforo, potasio o micronutrientes, así como con producción microbiana de fitohormonas como ácido indol-3-acético, giberelinas y citocininas. Las rizobacterias benéficas pueden estimular estos procesos mediante solubilización de nutrientes, síntesis de compuestos reguladores, producción de sideróforos y modificación de la arquitectura radical. Por ello, en una tesis sobre microorganismos encapsulados, la altura de planta debe analizarse como una respuesta morfológica posterior a la actividad del bioinoculante en la rizósfera, no como una variable aislada de crecimiento (Bhat et al., 2023; Khoso et al., 2024).

El número de hojas representa un indicador temprano del desarrollo vegetativo y de la capacidad potencial para incrementar el área fotosintética. Su respuesta puede depender de la nutrición mineral, el estado hormonal, la tasa de emisión foliar, el vigor de la planta y la capacidad del sistema radical para sostener la demanda de agua y nutrientes. Las bacterias promotoras del crecimiento vegetal pueden influir sobre esta variable al mejorar el desarrollo radical, favorecer la absorción nutrimental y modular respuestas fisiológicas asociadas con estrés. En estudios con rizobacterias se han utilizado variables como altura, número de hojas, área foliar, biomasa y contenido de clorofila para evaluar el efecto de inoculantes, lo que respalda su uso como indicadores morfológicos de bioestimulación temprana cuando se interpretan junto con variables edáficas (Camacho-Rodríguez et al., 2022).

La relación entre bioinoculación y crecimiento inicial depende de la capacidad del microorganismo para modificar la raíz. Las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal pueden inducir mayor elongación radical, ramificación, formación de raíces laterales y desarrollo de pelos absorbentes, lo que incrementa la superficie de contacto con el suelo y mejora la exploración de microzonas con nutrientes disponibles. Esta respuesta radical puede preceder al incremento en altura o número de hojas, debido a que la planta primero ajusta su capacidad de absorción y después expresa cambios en la parte aérea. Bajo este enfoque, la altura de planta y el número de hojas son respuestas finales de procesos subterráneos mediados por microorganismos, exudados radicales y condiciones fisicoquímicas del suelo (Chieb et al., 2023; Khoso et al., 2024).

La microencapsulación puede influir sobre la temporalidad de estas variables porque regula la disponibilidad de células viables en el suelo. Una aplicación directa de microorganismos puede generar exposición inmediata a desecación, estrés osmótico, competencia microbiana y depredación, lo que reduce la probabilidad de colonización sostenida. En cambio, una matriz biodegradable puede proteger al microorganismo y liberar células de forma gradual, favoreciendo una interacción más prolongada con la rizósfera. Esta liberación progresiva puede generar respuestas diferidas en altura de planta y número de hojas, ya que el efecto vegetal requiere primero establecimiento microbiano, producción de metabolitos y transformación de nutrientes antes de expresarse como crecimiento aéreo (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

La interpretación de altura y número de hojas debe vincularse con pH, conductividad eléctrica (CE) y temperatura, porque estas variables edáficas condicionan la actividad del

bioinoculante y la respuesta fisiológica del cultivo. El pH regula disponibilidad de fósforo y micronutrientes; la CE expresa la concentración de iones solubles y puede reflejar movilización, absorción o retención nutrimental; la temperatura regula respiración, actividad enzimática, crecimiento radical y metabolismo microbiano. Por tanto, una diferencia en altura o emisión foliar puede adquirir mayor sentido biológico cuando se analiza junto con cambios en el ambiente edáfico monitoreado mediante sensores (Qu et al., 2023; Thepbandit & Athinuwat, 2024).

La respuesta en altura y número de hojas puede variar entre cultivos, debido a diferencias en arquitectura radical, demanda nutrimental, fisiología de crecimiento y patrón de exudación. En especies como chícharo (*Pisum sativum* L.) y frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), la interacción con microorganismos puede estar fuertemente influida por procesos relacionados con metabolismo nitrogenado y actividad simbiótica; en gramíneas como maíz (*Zea mays* L.) y trigo (*Triticum aestivum* L.), la respuesta puede depender de exploración radical, eficiencia de absorción, disponibilidad de fósforo y producción microbiana de fitohormonas. Esta variación justifica interpretar las variables morfológicas como respuestas dependientes del cultivo, no como efecto uniforme del bioinoculante encapsulado (Alzate Zuluaga et al., 2024; Khoso et al., 2024).

La altura de planta y el número de hojas también pueden responder a factores no asociados directamente con el bioinoculante, como vigor inicial de la semilla, humedad, temperatura, densidad de siembra, fertilidad basal, compactación del suelo y variación genética del cultivo. Por esta razón, su interpretación debe evitar atribuciones causales simples. En un enfoque experimental riguroso, estas variables deben discutirse como indicadores morfológicos integradores que requieren contraste con el comportamiento de pH, CE, temperatura y estructura del diseño experimental. Esta precaución es relevante porque la bioestimulación microbiana puede expresarse de forma gradual, acumulativa o específica por especie vegetal (Azarbad et al., 2024).

En sistemas con microorganismos encapsulados, la altura de planta y el número de hojas permiten vincular el efecto edáfico con el desempeño inicial del cultivo. Si el bioinoculante conserva viabilidad, se libera de manera progresiva y expresa mecanismos funcionales, puede mejorar la disponibilidad nutrimental, la actividad radical y el estado fisiológico temprano; estos procesos pueden reflejarse en mayor crecimiento vegetativo. Sin embargo, cuando la matriz no libera células en el momento adecuado, cuando el suelo limita la colonización o cuando la comunidad nativa restringe el establecimiento

del inoculante, la respuesta morfológica puede ser débil o no significativa. Esta lectura permite interpretar las variables vegetales dentro de una cadena causal biológica, no como simples descriptores agronómicos (Papin et al., 2024; Rojas-Sánchez et al., 2022).

La altura de planta y el número de hojas constituyen, por tanto, indicadores morfológicos adecuados para evaluar bioestimulación microbiana temprana, siempre que se integren con la dinámica fisicoquímica del suelo y con la lógica de liberación progresiva del bioinoculante encapsulado. Su valor científico no reside únicamente en mostrar diferencias de crecimiento, sino en conectar la actividad microbiana con respuestas vegetales observables durante el establecimiento inicial. Bajo esta perspectiva, estas variables permiten cerrar la relación entre microencapsulación, actividad rizosférica, pH, CE, temperatura y desempeño temprano del cultivo (Khoso et al., 2024; Rojas-Padilla et al., 2022).

1.26. Relación funcional entre microencapsulación microbiana, dinámica fisicoquímica del suelo y crecimiento inicial de cultivos

La relación funcional entre microencapsulación microbiana, dinámica fisicoquímica del suelo y crecimiento inicial de cultivos constituye el eje integrador del presente marco teórico. La microencapsulación protege células viables, regula su liberación progresiva y aumenta la probabilidad de establecimiento rizosférico; la dinámica fisicoquímica del suelo expresa los cambios en pH, conductividad eléctrica (CE) y temperatura asociados con hidratación de la matriz, actividad metabólica, respiración, solubilización y transformación de nutrientes; el crecimiento inicial del cultivo refleja la respuesta morfológica derivada de esos procesos mediante altura de planta, emisión de hojas, arquitectura radical y desarrollo vegetativo temprano. Esta conexión permite interpretar la encapsulación de microorganismos benéficos como una estrategia biotecnológica basada en células vivas, no como una tecnología de liberación pasiva de nutrientes (Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022; Vassilev et al., 2020).

El primer componente de esta relación es la viabilidad del microorganismo encapsulado. Una bacteria o actinomiceto aplicado directamente al suelo queda expuesto a desecación, estrés osmótico, competencia microbiana, depredación edáfica, variaciones de pH y fluctuaciones térmicas, condiciones que pueden reducir su supervivencia antes de que logre colonizar la rizósfera. La microencapsulación en matrices biodegradables, como alginato, almidón, quitosano u otros biopolímeros naturales, actúa como una

barrera temporal que amortigua el estrés inicial y favorece una liberación más gradual de células metabólicamente activas. Esta función es indispensable porque la respuesta del sistema no depende de la cápsula como objeto físico, sino de la capacidad de las células liberadas para expresar mecanismos funcionales en el suelo (Ali et al., 2023; Rojas-Sánchez et al., 2022; Szopa et al., 2022).

El segundo componente corresponde a la actividad metabólica posterior a la liberación. Las células viables liberadas desde la matriz pueden producir ácidos orgánicos, sideróforos, enzimas extracelulares, lipopeptidos, exopolisacáridos, fitohormonas y compuestos orgánicos volátiles. Estos metabolitos pueden modificar la disponibilidad de fósforo, hierro, zinc, potasio y otros elementos; también pueden alterar la concentración de protones, la composición iónica de la solución del suelo, la competencia microbiana y la colonización radical. Bajo esta lógica, los cambios en pH y CE no deben interpretarse como efectos químicos simples del material encapsulante, sino como respuestas integradas de la actividad microbiana, la capacidad amortiguadora del suelo y la interacción con raíces (Balleux et al., 2025; Chen et al., 2024; Pan et al., 2023).

El tercer componente es la condición térmica del suelo, porque la temperatura regula simultáneamente hidratación de la matriz, difusión de solutos, respiración microbiana, actividad enzimática, crecimiento radical y velocidad de liberación celular. Esta variable permite explicar por qué la respuesta de un bioinoculante puede variar en intensidad y temporalidad aun cuando la formulación sea la misma. Una temperatura compatible con la fisiología del microorganismo puede favorecer reactivación celular y producción de metabolitos; una temperatura restrictiva puede limitar viabilidad, metabolismo y colonización. Por ello, la temperatura debe analizarse junto con pH y CE como parte de una lectura funcional del sistema suelo–microorganismo–planta, no como una variable ambiental secundaria (Qu et al., 2023; Zhao et al., 2024).

El cuarto componente corresponde a la respuesta vegetal temprana. La altura de planta y el número de hojas expresan el resultado acumulado de disponibilidad nutrimental, balance hormonal, desarrollo radical, absorción de agua y capacidad fotosintética inicial. Las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal pueden modificar estos procesos mediante producción de ácido indol-3-acético, solubilización de fósforo, síntesis de sideróforos, fijación biológica de nitrógeno, movilización de nutrientes y cambios en la arquitectura radical. Cuando el microorganismo está microencapsulado, estas respuestas pueden ser diferidas o acumulativas, porque dependen primero de la

liberación celular, después del establecimiento rizosférico y finalmente de la expresión de mecanismos metabólicos compatibles con el cultivo (Khoso et al., 2024; Rojas-Padilla et al., 2022; Sun et al., 2024).

La interpretación integrada también debe reconocer que la respuesta no es uniforme entre cultivos. Chícharo (*Pisum sativum* L.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), maíz (*Zea mays* L.) y trigo (*Triticum aestivum* L.) presentan diferencias en arquitectura radical, demanda nutrimental, patrón de exudación, fisiología de crecimiento y composición del microbioma rizosférico. Estas diferencias pueden modificar la forma en que las células encapsuladas se liberan, colonizan, compiten y expresan actividad metabólica. Por ello, la comparación entre cultivos no debe interpretarse como una simple evaluación de crecimiento, sino como una prueba biológica de la interacción entre matriz encapsulante, microorganismo, suelo y especie vegetal (Alzate Zuluaga et al., 2024; Khoso et al., 2024; Solomon et al., 2024).

El monitoreo mediante sensores permite articular estos componentes dentro de una secuencia temporal. La aplicación de bioinoculantes encapsulados puede generar una fase inicial asociada con hidratación de la matriz, una fase intermedia vinculada con liberación celular y producción de metabolitos, y una fase posterior relacionada con establecimiento rizosférico y respuesta del cultivo. El seguimiento de pH, CE y temperatura permite aproximar estas fases, aunque no sustituye la evaluación microbiológica directa de viabilidad, abundancia o colonización. Su valor radica en registrar la evolución del microambiente edáfico y relacionarla con la respuesta inicial de las plantas (Comegna et al., 2024; Rojas-Sánchez et al., 2022; Soussi et al., 2024).

La relación entre microencapsulación y variables fisicoquímicas también permite corregir la confusión conceptual entre nanotecnología y biotecnología microbiana. Las bacterias y actinomicetos usados como bioinoculantes son células de escala micrométrica, por lo que su encapsulación en matrices de alginato, almidón u otros biopolímeros corresponde a microencapsulación, bioencapsulación o inmovilización celular. La nanotecnología puede tener relevancia en otros sistemas agrícolas, como nanofertilizantes o nanopesticidas, pero no constituye el eje conceptual de una investigación centrada en microorganismos vivos encapsulados y monitoreo de pH, CE y temperatura del suelo. Esta precisión fortalece la coherencia entre título, antecedentes, variables experimentales y discusión de resultados (Rojas-Sánchez et al., 2022; Saberi Riseh et al., 2021; Vassilev et al., 2020).

Desde una lectura experimental, la microencapsulación solo adquiere sentido agronómico si la protección celular se traduce en actividad funcional detectable. Un bioinoculante exitoso debe conservar viabilidad, liberarse progresivamente, establecerse en la rizósfera, producir metabolitos y modificar procesos edáficos o vegetales. De esta manera, pH, CE, temperatura, altura de planta y número de hojas funcionan como variables complementarias para evaluar la secuencia biológica del sistema. La ausencia de una respuesta intensa en una variable no invalida necesariamente el efecto del bioinoculante, porque cada indicador expresa una dimensión distinta: reacción química, dinámica iónica, condición térmica o crecimiento vegetal (Azarbad et al., 2024; Papin et al., 2024; Rojas-Sánchez et al., 2022).

La relación funcional entre microencapsulación microbiana, dinámica fisicoquímica del suelo y crecimiento inicial permite cerrar el marco teórico sobre una base estrictamente biotecnológica y microbiológica. El sistema evaluado no se explica por liberación de nanofertilizantes, sino por la interacción entre células microbianas viables, matrices biodegradables, actividad rizosférica, monitoreo edáfico y respuesta temprana de cultivos. Bajo esta orientación, los cambios en pH, CE y temperatura se interpretan como indicadores del microambiente donde actúan los bioinoculantes, mientras que altura de planta y número de hojas representan la expresión morfológica de esa interacción en etapas iniciales de crecimiento (Feng et al., 2025; Khoso et al., 2024; Rojas-Sánchez et al., 2022).

II.- DELIMITACION DEL PROBLEMA

La presente investigación se delimitó al análisis experimental del efecto de microorganismos benéficos encapsulados sobre variables fisicoquímicas del suelo y su relación con el crecimiento inicial de especies agrícolas bajo condiciones controladas. El estudio se centró en la respuesta del sistema suelo–microorganismo encapsulado–planta, considerando que la encapsulación microbiana constituye una estrategia biotecnológica orientada a proteger los microorganismos aplicados, favorecer su permanencia funcional en el medio edáfico y modular su interacción con el suelo. En este sentido, la tesis no abordó la totalidad de los procesos microbiológicos, bioquímicos y agronómicos asociados con la biofertilización, sino los cambios observables mediante indicadores edáficos y morfológicos definidos en el diseño experimental.

El objeto de estudio estuvo constituido por la encapsulación de microorganismos benéficos como estrategia biotecnológica aplicada al suelo. La investigación se enfocó en determinar si dicha encapsulación se asoció con cambios medibles en el pH, la conductividad eléctrica y la temperatura del suelo, variables consideradas relevantes por su relación con la disponibilidad de nutrientes, la concentración de iones solubles, la actividad microbiana y las condiciones ambientales que regulan el crecimiento vegetal. Por tanto, el problema se acotó a la evaluación de la respuesta fisicoquímica del suelo frente a tratamientos con microorganismos encapsulados, sin incluir la caracterización molecular, taxonómica o genómica de los microorganismos empleados.

El sujeto de estudio estuvo representado por unidades experimentales de suelo tratadas con microorganismos benéficos encapsulados y por las especies vegetales utilizadas como modelos de respuesta biológica. En la fase de evaluación vegetal se consideraron chícharo (*Pisum sativum*), frijol (*Phaseolus vulgaris*), maíz (*Zea mays*) y trigo (*Triticum aestivum*), debido a que permitieron comparar respuestas de crecimiento inicial entre cultivos con diferente comportamiento fisiológico y agronómico. La evaluación se restringió a las etapas tempranas de desarrollo, por lo que no se incluyeron variables de rendimiento, producción de biomasa final, calidad de grano o productividad comercial.

Las variables edáficas delimitadas para el estudio fueron pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo, registradas mediante sensores *in situ*. El pH se analizó como indicador de la reacción química del suelo; la conductividad eléctrica como estimador indirecto de la concentración de sales e iones solubles; y la temperatura como variable ambiental asociada con la actividad metabólica del suelo y de los microorganismos. Estas

variables permitieron describir la dinámica fisicoquímica del sistema bajo los tratamientos evaluados, sin explicar de forma integral todos los procesos de mineralización, solubilización, respiración microbiana o transformación bioquímica que pudieron ocurrir en el suelo.

Las variables vegetales se limitaron a altura de planta y número de hojas, consideradas indicadores morfológicos del crecimiento inicial. Estas variables se utilizaron para estimar si los cambios edáficos asociados con los tratamientos se relacionaron con una respuesta observable en las plantas. La investigación no incluyó mediciones fisiológicas avanzadas como fotosíntesis neta, conductancia estomática, contenido de clorofila, actividad enzimática vegetal, absorción nutrimental en tejido, arquitectura radical o análisis metabolómico.

El alcance metodológico de la tesis se restringió a las condiciones experimentales establecidas en el diseño de investigación, incluyendo tratamientos, dosis, tipo de suelo, especies evaluadas, repeticiones y momentos de medición. Los resultados se interpretaron dentro de este marco experimental, considerando que la respuesta del sistema dependió de las condiciones ambientales, de la composición del suelo, de la viabilidad de los microorganismos encapsulados y de la sensibilidad particular de cada cultivo. En consecuencia, la extrapolación de los resultados hacia condiciones comerciales de campo requiere estudios posteriores con mayor escala espacial, temporal y agronómica.

III.- OBJETIVOS

3.1.- Objetivo general

Evaluar el efecto de microorganismos benéficos encapsulados sobre la funcionalidad fisicoquímica del suelo y la bioestimulación inicial de chícharo (*Pisum sativum* L.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), maíz (*Zea mays* L.) y trigo (*Triticum aestivum* L.), mediante el monitoreo instrumental de pH, conductividad eléctrica y temperatura, junto con la medición de altura de planta y número de hojas, para determinar la modificación del microambiente edáfico, la dinámica temporal del sistema suelo–microorganismo–planta y la respuesta morfológica temprana de los cultivos bajo condiciones de invernadero.

3.2.- Objetivos particulares

- Evaluar el efecto de microorganismos benéficos encapsulados sobre el pH, la conductividad eléctrica y la temperatura del suelo en unidades experimentales sin cultivo, para identificar la sensibilidad fisicoquímica inicial del sistema edáfico frente al formulado microbiano.
- Determinar la dinámica temporal del pH, la conductividad eléctrica y la temperatura del suelo durante el crecimiento inicial de chícharo, frijol, maíz y trigo, considerando el efecto del cultivo, la evaluación temporal y la interacción cultivo × evaluación.
- Interpretar la bioestimulación inicial de chícharo, frijol, maíz y trigo a partir de la respuesta morfológica temprana y de las condiciones fisicoquímicas del suelo, para establecer una lectura funcional del sistema suelo–microorganismo–planta bajo aplicación de microorganismos benéficos encapsulados.

IV.- HIPÓTESIS

4.1. Hipótesis nula (H_0)

La aplicación de microorganismos benéficos encapsulados no produce cambios estadísticamente significativos en la funcionalidad fisicoquímica del suelo, determinada mediante pH, conductividad eléctrica y temperatura, en unidades experimentales sin cultivo y en el sistema suelo–microorganismo–planta durante el crecimiento inicial de chícharo (*Pisum sativum* L.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), maíz (*Zea mays* L.) y trigo (*Triticum aestivum* L.). Bajo esta condición, la dinámica temporal del suelo y la respuesta morfológica temprana de los cultivos no difieren entre tratamientos, cultivos o evaluaciones.

4.2. Hipótesis alterna (H_a)

La aplicación de microorganismos benéficos encapsulados produce cambios estadísticamente significativos en la funcionalidad fisicoquímica del suelo, determinada mediante pH, conductividad eléctrica y temperatura, en unidades experimentales sin cultivo y en el sistema suelo–microorganismo–planta durante el crecimiento inicial de chícharo (*Pisum sativum* L.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), maíz (*Zea mays* L.) y trigo (*Triticum aestivum* L.). Bajo esta condición, la dinámica temporal del suelo y la respuesta morfológica temprana de los cultivos difieren en función del tratamiento, cultivo, evaluación temporal o sus interacciones.

V.- JUSTIFICACIÓN

El uso de microorganismos benéficos encapsulados representa una alternativa biotecnológica relevante para mejorar la funcionalidad del suelo durante las etapas tempranas de establecimiento vegetal, debido a que la encapsulación puede favorecer la protección celular, la liberación gradual del inoculante y la permanencia de la actividad microbiana en la matriz edáfica. En sistemas agrícolas, la respuesta de estos bioinoculantes no depende únicamente de su aplicación, sino de su interacción con variables fisicoquímicas del suelo como pH, conductividad eléctrica y temperatura, las cuales regulan la disponibilidad nutrimental, la actividad enzimática, la respiración microbiana y la dinámica del ambiente radical. Por esta razón, evaluar simultáneamente la respuesta del suelo y el crecimiento inicial de los cultivos permite comprender con mayor precisión el comportamiento funcional del sistema suelo–microorganismo–planta bajo condiciones controladas de invernadero (Etesami & Glick, 2020; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

La investigación se justifica porque gran parte de las evaluaciones de bioinoculantes se limita a medir variables finales de crecimiento, dejando en segundo plano los cambios tempranos que ocurren en el suelo después de la aplicación del formulado. En este estudio, el monitoreo de pH, conductividad eléctrica y temperatura permite registrar respuestas edáficas asociadas con la actividad microbiana, la concentración de iones solubles y la estabilidad térmica del microambiente. Esta aproximación fortalece la interpretación del efecto de los microorganismos encapsulados, ya que permite distinguir si la bioestimulación inicial ocurre acompañada de modificaciones químicas, iónicas o físicas del suelo, en lugar de atribuir el crecimiento vegetal únicamente a la presencia del inoculante (Delgado-Baquerizo et al., 2020; Gong et al., 2025; Huo et al., 2024; Zhang et al., 2021).

La incorporación de sensores in situ también aporta valor metodológico, debido a que permite obtener registros instrumentales más próximos al comportamiento real del suelo en comparación con mediciones aisladas. El sistema de adquisición de datos utilizado en esta investigación permitió monitorear pH, conductividad eléctrica y temperatura mediante una estación automatizada One For All, complementada con lecturas puntuales en extracto suelo–agua. Esta combinación genera trazabilidad entre aplicación, medición y análisis estadístico, lo cual resulta necesario para evaluar tecnologías microbianas cuya respuesta puede ser gradual, variable en el tiempo y

dependiente del microambiente edáfico (Huo et al., 2024; Wang et al., 2023; Zhang et al., 2022).

La estructura experimental en dos fases permite separar la respuesta inicial del suelo de la respuesta del sistema suelo-planta. La Fase 1 permite identificar la sensibilidad fisicoquímica del suelo ante el formulado microbiano encapsulado en ausencia de cultivo, mientras que la Fase 2 permite analizar cómo esa respuesta se reorganiza cuando intervienen especies vegetales con distinta arquitectura radical, demanda nutrimental y dinámica de establecimiento. Esta separación metodológica es necesaria porque el efecto del inoculante puede expresarse de manera distinta en suelo solo y en suelo con planta, donde la raíz modifica el pH rizosférico, la absorción de iones, la humedad local y la actividad de las comunidades microbianas asociadas (Chauhan et al., 2023; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

Los resultados obtenidos refuerzan la pertinencia de la investigación, ya que mostraron que la respuesta del suelo no fue uniforme entre variables. En la Fase 1, el pH fue el indicador más sensible al tratamiento, seguido por temperatura y conductividad eléctrica; en la Fase 2, la temperatura se consolidó como el eje principal de diferenciación fisicoquímica entre cultivos. Esta lectura demuestra que el efecto de los microorganismos benéficos encapsulados debe evaluarse como una respuesta del sistema, donde cada variable expresa una dimensión distinta del ambiente edáfico. Por tanto, el estudio aporta una base experimental para interpretar la bioestimulación inicial desde la funcionalidad del suelo, la dinámica temporal y la diferenciación entre cultivos (Chauhan et al., 2023; Huo et al., 2024; Gong et al., 2025; Trivedi et al., 2020).

Desde una perspectiva agronómica, esta investigación es pertinente porque chícharo, frijol, maíz y trigo representan cultivos con diferencias fisiológicas, morfológicas y funcionales que pueden modificar la respuesta del suelo ante la aplicación de bioinoculantes. Evaluar estas especies bajo una misma plataforma experimental permite reconocer si la respuesta edáfica depende del cultivo, del tiempo de evaluación o de la interacción cultivo × evaluación. Esta información es útil para sustentar criterios de uso de microorganismos benéficos encapsulados en etapas tempranas de crecimiento, especialmente cuando se busca mejorar el establecimiento vegetal mediante tecnologías biológicas compatibles con una agricultura más eficiente y con menor dependencia de insumos químicos convencionales (Etesami & Glick, 2020; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

VI.- MATERIALES Y METODOS

6.1. Sitio experimental y condiciones generales

El experimento se realizó en un invernadero experimental del Instituto Tecnológico de Tlajomulco, ubicado en Tlajomulco de Zúñiga, Jalisco, México, a 20°26'32.231" N, 103°25'12.788" O y 1575 m s. n. m. El trabajo se condujo bajo ambiente protegido, utilizando unidades experimentales de suelo y macetas con suelo homogenizado para mantener condiciones de manejo comparables durante el establecimiento de los tratamientos. El invernadero permitió instalar sensores electrónicos en las unidades experimentales, registrar variables fisicoquímicas del suelo y conservar trazabilidad entre aplicación, medición instrumental y análisis estadístico.

La investigación se estructuró en dos fases experimentales. La Fase 1: Suelo se estableció para evaluar la respuesta fisicoquímica del suelo tratado con microorganismos benéficos encapsulados. La Fase 2: Suelo-Planta se estableció para evaluar la respuesta del sistema suelo-microorganismo-planta durante el crecimiento inicial de chícharo (*Pisum sativum* L.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), maíz (*Zea mays* L.) y trigo (*Triticum aestivum* L.). En ambas fases se registraron pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo; en la Fase 2 se incorporaron altura de planta y número de hojas como variables morfológicas.

6.2. Fase 1: Suelo. Evaluación fisicoquímica del suelo tratado con microorganismos benéficos encapsulados

6.2.1. Diseño experimental y unidades de suelo

La Fase 1 se estableció con unidades experimentales de suelo homogenizado, distribuidas bajo un diseño completamente aleatorizado. El factor experimental correspondió al tratamiento aplicado al suelo, definido por la dosis del formulado microbiano encapsulado, la condición edáfica y la repetición experimental. Cada unidad fue identificada con una clave única para relacionar el tratamiento aplicado con los registros de pH, conductividad eléctrica y temperatura.

El suelo se homogenizó antes del establecimiento de las unidades experimentales para reducir variación inicial asociada con diferencias en estructura, humedad o distribución de sales. Las unidades tratadas recibieron microorganismos benéficos encapsulados en

dosis de 15 mL o 30 mL, mientras que el tratamiento testigo permaneció sin aplicación del formulado. Cada tratamiento contó con cinco unidades de muestreo.

La estructura de tratamientos de la Fase 1 se organizó separando dosis, condición edáfica y repetición, con el propósito de mantener una codificación legible para el análisis estadístico.

Tabla 1.- Tratamientos utilizados en la Fase 1: Suelo para evaluar pH, conductividad eléctrica y temperatura.

Código	Dosis del formulado	Condición edáfica	Función experimental
TESTIR1	0 mL	Suelo testigo	Referencia sin formulado microbiano encapsulado
30mIS2	30 mL	Suelo 2	Dosis alta en Suelo 2
30mIS2R1	30 mL	Suelo 2	Dosis alta en Suelo 2 con repetición identificada
15mIS2R2	15 mL	Suelo 2	Dosis baja en Suelo 2 con repetición identificada
15mIS2R1	15 mL	Suelo 2	Dosis baja en Suelo 2 con repetición identificada
30mIR1	30 mL	Suelo experimental	Dosis alta en unidad repetida
15mIR2	15 mL	Suelo experimental	Dosis baja en unidad repetida
15mIR1	15 mL	Suelo experimental	Dosis baja en unidad repetida
muest5R2	No aplica	Unidad de muestreo	Unidad asociada al quinto muestreo
muest5R1	No aplica	Unidad de muestreo	Unidad asociada al quinto muestreo

Esta codificación permitió mantener correspondencia entre las unidades experimentales, las lecturas instrumentales y las salidas estadísticas. Los códigos se conservaron durante el procesamiento de datos para evitar recodificaciones que pudieran modificar la trazabilidad del experimento.

6.2.2. Formulado microbiano encapsulado y aplicación al suelo

El tratamiento biológico consistió en un consorcio de microorganismos benéficos encapsulados, integrado por bacterias heterotróficas y actinomicetos. El formulado se utilizó como sistema de liberación progresiva en suelo. Antes de su aplicación, el material se homogenizó para reducir variación por sedimentación o distribución desigual del encapsulado.

La aplicación se realizó directamente sobre la matriz edáfica de cada unidad experimental, de acuerdo con la dosis asignada. Las unidades testigo se mantuvieron sin formulado microbiano encapsulado. Después de la aplicación, todas las unidades se conservaron bajo las mismas condiciones generales de manejo dentro del invernadero.

6.2.3. Monitoreo de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo

El pH, la conductividad eléctrica y la temperatura se registraron mediante sensores instalados directamente en el suelo. De forma complementaria, se realizaron mediciones puntuales mediante extracto suelo-agua. Para estas determinaciones, se tomaron 80 g de suelo por unidad experimental y se mezclaron con 50 mL de agua destilada. La suspensión se homogenizó y se dejó estabilizar antes de realizar las lecturas.

El pH se determinó con potenciómetro calibrado, la conductividad eléctrica con conductímetro de precisión y la temperatura con termómetro digital de contacto. La relación suelo-agua se mantuvo constante durante el experimento para conservar comparabilidad entre tratamientos y repeticiones.

6.2.4. Arquitectura de adquisición de datos y calibración de sensores

El monitoreo electrónico se realizó mediante una estación automatizada de adquisición de datos denominada One For All (OFA). El sistema se ensambló dentro de un gabinete metálico dieléctrico con protección Ingress Protection 65 (IP65) e integró una tarjeta Arduino Nano como unidad de adquisición, una Raspberry Pi 4 para captura y transferencia de datos, una pantalla Organic Light-Emitting Diode (OLED) SSD1306 de 0.96 pulgadas para visualización local, un reloj de tiempo real Real Time Clock (RTC), una fuente portátil de energía tipo powerbank, un módulo de internet portátil ZTE, un módulo ESP32-Cam y una computadora portátil para programación y descarga de información.

La temperatura se registró con un sensor digital DS18B20 impermeable. El pH se midió con un módulo de detección pH 0–14 acoplado a electrodo E201. La conductividad eléctrica se midió con un sensor de conductividad eléctrica/Total Dissolved Solids (CE/TDS). La radiación ultravioleta se registró con un sensor GUVA-S12SD como variable ambiental complementaria. La pantalla OLED y el RTC operaron mediante Inter-Integrated Circuit (I2C), mientras que los sensores de pH, CE/TDS y radiación ultravioleta fueron leídos mediante entradas analógicas del microcontrolador.

Tabla 2.- Arquitectura instrumental y calibración del sistema OFA utilizado para el monitoreo fisicoquímico del suelo.

Variable o función	Componente utilizado	Tipo de señal o comunicación	Calibración o verificación previa	Registro generado
Temperatura del suelo	DS18B20 impermeable	Digital	Contraste con termómetro digital de referencia	Temperatura en °C
pH del suelo	Módulo pH 0–14 con electrodo E201	Analógica	Calibración con soluciones tampón pH 4.0 y pH 7.0	Unidades de pH
Conductividad eléctrica	Sensor CE/TDS	Analógica	Verificación con solución patrón de conductividad conocida	Conductividad eléctrica
Radiación ultravioleta	GUVA-S12SD	Analógica	Prueba de respuesta y estabilidad de lectura	Señal ambiental complementaria
Visualización local	Pantalla OLED SSD1306	I2C	Prueba de despliegue de variables	Lectura local
Registro temporal	RTC	I2C	Sincronización de fecha, hora, minuto y segundo	Marca temporal
Adquisición de datos	Arduino Nano	Entradas analógicas, entrada digital y comunicación serial	Prueba de lectura por canal	Registro primario

Variable o función	Componente utilizado	Tipo de señal o comunicación	Calibración o verificación previa	Registro generado
Captura y transferencia	Raspberry Pi 4	Comunicación serial/USB y red	Prueba de recepción y almacenamiento	Base digital de mediciones

Antes de la instalación, el electrodo E201 se calibró con soluciones tampón de pH 4.0 y pH 7.0 hasta obtener lecturas estables. El sensor CE/TDS se verificó con una solución patrón de conductividad conocida y el sensor DS18B20 se contrastó con un termómetro digital de referencia. Después de la calibración, los sensores se colocaron en posición homogénea dentro del suelo, evitando bordes, acumulación localizada de agua y contacto incompleto con la matriz edáfica.

6.2.5. Análisis estadístico de la Fase 1

Los datos de pH, conductividad eléctrica y temperatura se analizaron mediante modelos lineales generales, considerando el tratamiento como factor fijo. Cada variable se evaluó de forma independiente mediante análisis de varianza. Cuando se detectaron diferencias significativas, las medias se compararon con $\alpha = 0.05$. Para pH y temperatura se aplicó la prueba de Tukey. Para conductividad eléctrica se utilizó la prueba de Duncan. Los análisis se realizaron en SAS® Studio 2026.

6.3. Fase 2: Suelo–Planta. Evaluación del sistema suelo–microorganismo–planta durante el crecimiento inicial de cultivos

6.3.1. Diseño experimental, cultivos y unidades experimentales

La Fase 2 se estableció en macetas de plástico rígido con suelo homogenizado. Cada maceta constituyó una unidad experimental independiente. Antes del establecimiento del experimento, las macetas fueron lavadas, desinfectadas, secadas y etiquetadas. El suelo se homogenizó antes del llenado para reducir variación inicial entre unidades experimentales.

Se establecieron cuatro cultivos agrícolas: chícharo (*Pisum sativum* L.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), maíz (*Zea mays* L.) y trigo (*Triticum aestivum* L.). La siembra se realizó colocando dos a tres semillas por maceta. Después de la emergencia, se ajustó la densidad de plantas cuando fue necesario para mantener condiciones comparables

entre unidades experimentales. Cada cultivo se distribuyó en macetas tratadas con microorganismos benéficos encapsulados y macetas testigo.

La estructura experimental de la Fase 2 se presenta en la Tabla 6.3. La tabla integra cultivo, unidad experimental, tratamiento y variables de respuesta para mantener correspondencia entre diseño experimental y análisis estadístico.

Tabla 3.- Diseño experimental de la Fase 2: Suelo-Planta para evaluar variables fisicoquímicas y crecimiento inicial.

Cultivo	Nombre científico	Unidad experimental	Variables fisicoquímicas	Variables morfológicas
Chícharo	<i>Pisum sativum</i> L.	Maceta con suelo homogenizado	pH, CE y temperatura	Altura de planta y número de hojas
Frijol	<i>Phaseolus vulgaris</i> L.	Maceta con suelo homogenizado	pH, CE y temperatura	Altura de planta y número de hojas
Maíz	<i>Zea mays</i> L.	Maceta con suelo homogenizado	pH, CE y temperatura	Altura de planta y número de hojas
Trigo	<i>Triticum aestivum</i> L.	Maceta con suelo homogenizado	pH, CE y temperatura	Altura de planta y número de hojas

Esta estructura permitió evaluar la respuesta edáfica y morfológica por cultivo, tratamiento y evaluación temporal. Las variables fisicoquímicas describieron el ambiente del suelo, mientras que la altura y el número de hojas registraron el crecimiento inicial de las plantas.

6.3.2. Aplicación del formulado microbiano encapsulado en macetas

El formulado de microorganismos benéficos encapsulados se aplicó a las macetas tratadas mediante inundación directa del sustrato hasta escurrimiento. La dosis de referencia fue equivalente a 5 L ha⁻¹ y se ajustó proporcionalmente al volumen de suelo contenido en cada maceta. Antes de la aplicación, el formulado se diluyó y homogenizó en agua para favorecer su distribución dentro del sustrato.

Las macetas testigo recibieron agua bajo el mismo procedimiento de aplicación. Este manejo conservó el mismo volumen aplicado entre unidades tratadas y testigo,

permitiendo separar el efecto del formulado microbiano del efecto físico de la inundación.

6.3.3. Monitoreo de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo

El pH, la conductividad eléctrica y la temperatura del suelo se registraron mediante sensores instalados en las macetas y mediante mediciones puntuales en extracto suelo-agua. Para las mediciones puntuales se utilizaron 80 g de suelo y 50 mL de agua destilada. La suspensión se homogenizó, se dejó estabilizar y posteriormente se realizaron las lecturas.

El pH se midió con potenciómetro calibrado, la conductividad eléctrica con conductímetro de precisión y la temperatura con termómetro digital de contacto. Las mediciones se registraron por cultivo, tratamiento, unidad experimental y fecha de evaluación.

6.3.4. Evaluación del crecimiento inicial de los cultivos

El crecimiento inicial se evaluó mediante altura de planta y número de hojas. La altura se midió desde la base del tallo hasta el ápice visible utilizando una escala milimetrada. El número de hojas se determinó por conteo directo, considerando hojas visibles y completamente desarrolladas.

Las mediciones se realizaron en chícharo, frijol, maíz y trigo, diferenciando macetas tratadas con microorganismos benéficos encapsulados y macetas testigo. Cada registro se asoció con cultivo, tratamiento, unidad experimental y fecha de evaluación.

6.3.5. Arquitectura de adquisición de datos y calibración de sensores en macetas

El sistema OFA se utilizó para el monitoreo electrónico de la Fase 2. Los sensores se instalaron en posición homogénea dentro de las macetas, procurando ubicación comparable respecto al volumen de suelo y al sistema radical. Se evitó la colocación en bordes, zonas de escurrimiento preferencial o áreas de acumulación localizada de agua.

El electrodo E201 se calibró con soluciones tampón de pH 4.0 y pH 7.0 antes de su instalación. El sensor CE/TDS se verificó con una solución patrón de conductividad conocida y el sensor DS18B20 se contrastó con un termómetro digital de referencia. Cada

lectura registrada por el sistema se vinculó con cultivo, tratamiento, unidad experimental, fecha y hora.

6.3.6. Análisis estadístico de la Fase 2

Los datos de la Fase 2 se analizaron considerando cultivo, tratamiento, evaluación temporal y sus interacciones como fuentes de variación. Las variables pH, conductividad eléctrica y temperatura se evaluaron inicialmente mediante análisis multivariado de la varianza, debido a su relación funcional dentro del ambiente edáfico. La significancia multivariada se determinó mediante Lambda de Wilks, Traza de Pillai, Traza de Hotelling–Lawley y Raíz mayor de Roy.

Después del análisis multivariado, cada variable fisicoquímica se analizó mediante modelos lineales generales. Las variables morfológicas altura de planta y número de hojas también se analizaron mediante modelos lineales generales, considerando cultivo, tratamiento y evaluación temporal como factores del modelo. Cuando se detectaron diferencias significativas, las medias se compararon con $\alpha = 0.05$. Los análisis se realizaron en SAS® Studio 2026.

VII.- RESULTADOS

7.1. Fase 1. Encapsulación de microorganismos benéficos y su efecto en el pH y conductividad eléctrica monitoreados con sensores.

La Fase 1 evaluó la respuesta inicial del suelo ante la encapsulación de microorganismos benéficos, considerando el pH, la conductividad eléctrica (CE) y la temperatura como variables edáficas integradas para interpretar cambios químicos, iónicos y físico-biológicos del sistema suelo–microorganismo. El uso de sensores permitió registrar estas respuestas bajo una lógica de monitoreo continuo, donde el pH refleja la reacción química del suelo, la CE expresa la concentración de sales solubles y la temperatura funciona como indicador asociado con actividad metabólica, respiración microbiana y estabilidad del microambiente edáfico. Esta aproximación es consistente con estudios recientes que señalan que los bioinoculantes microencapsulados pueden modificar el ambiente del suelo mediante liberación gradual de células viables, actividad metabólica localizada y regulación de propiedades fisicoquímicas asociadas con la funcionalidad del microbioma edáfico (Delgado-Baquerizo et al., 2020; Huo et al., 2024; Gong et al., 2025; Trivedi et al., 2020).

7.1.1. Análisis integrado de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo bajo encapsulación de microorganismos benéficos

La respuesta fisicoquímica del suelo frente a la encapsulación de microorganismos benéficos se expresó de forma diferencial entre pH, conductividad eléctrica (CE) y temperatura, lo que confirma que el sistema edáfico respondió como una matriz funcional integrada, pero con distinta sensibilidad según la naturaleza de cada variable. El pH representó la dimensión química de reacción del suelo, la CE integró la concentración de iones solubles y la temperatura reflejó la respuesta física asociada con actividad metabólica y transferencia de calor en el microambiente edáfico. Esta interpretación es congruente con la evidencia reciente sobre microbiomas del suelo, donde la funcionalidad edáfica depende de la interacción entre diversidad microbiana, transformación de nutrimentos, actividad enzimática, estabilidad del microambiente y respuesta de la matriz suelo–agua (Delgado-Baquerizo et al., 2020; Huo et al., 2024; Zhang et al., 2021).

La síntesis estadística integrada mostró que las tres variables respondieron significativamente al factor Tratamiento, aunque con diferente magnitud explicativa. El

pH presentó el ajuste más alto del modelo, con $R^2 = 0.916$, seguido por la temperatura, con $R^2 = 0.663$, mientras que la CE presentó un ajuste más moderado, con $R^2 = 0.338$. Esta jerarquía indica que la encapsulación microbiana modificó con mayor intensidad la reacción química del suelo, generó una respuesta térmica secundaria y produjo una respuesta iónica detectable, aunque más amortiguada por la complejidad de los procesos de solubilización, adsorción, inmovilización y redistribución de sales en la solución edáfica (Huo et al., 2024; Gong et al., 2025; Zhang et al., 2021).

Tabla 4.- Síntesis estadística integrada de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo bajo tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados.

Variable	Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	F	Pr > F	R ²	CV	RMSE	Media general
pH	Tratamiento	9	12.0378	1.3375	48.46	<0.0001	0.9160	2.2324	0.1661	7.4420
pH	Error	40	1.1040	0.0276						
pH	Total corregido	49	13.1418							
Conductividad eléctrica	Tratamiento	9	182.7200	20.3022	2.27	0.0371	0.3377	0.6957	2.9933	430.2400
Conductividad eléctrica	Error	40	358.4000	8.9600						
Conductividad eléctrica	Total corregido	49	541.1200							
Temperatura	Tratamiento	9	1.2702	0.1411	8.74	<0.0001	0.6628	0.5543	0.1271	22.9308
Temperatura	Error	40	0.6462	0.0162						
Temperatura	Total corregido	49	1.9164							

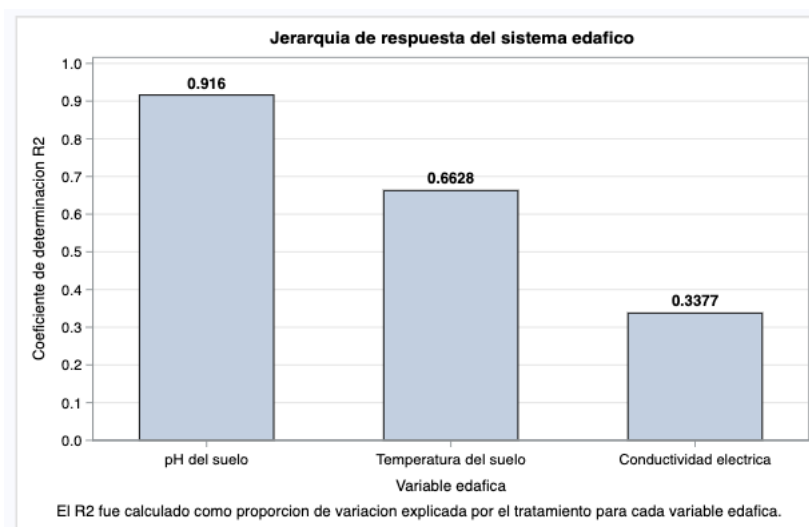
Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 4 confirma que el tratamiento tuvo efecto significativo sobre las tres variables, pero la magnitud estadística no fue equivalente. El pH mostró una respuesta altamente estructurada, con $F = 48.46$ y $R^2 = 0.916$, lo que sugiere una modificación directa de la reacción del suelo por efecto de los tratamientos. La temperatura también respondió con alta consistencia estadística, con $F = 8.74$ y $R^2 = 0.663$, lo que la ubica como una variable física sensible a la actividad microbiana y a la estabilidad del microambiente. La CE, aunque significativa, presentó menor ajuste, con $F = 2.27$ y $R^2 = 0.338$, comportamiento

esperable por su dependencia de procesos iónicos simultáneos y de alta variabilidad edáfica (Huo et al., 2024; Wang et al., 2023; Zhang et al., 2021).

La jerarquización de los coeficientes de determinación permitió integrar la respuesta edáfica en una lectura comparativa entre variables fisicoquímicas. Esta representación mostró que el efecto de los tratamientos no se expresó con la misma intensidad sobre pH, conductividad eléctrica y temperatura, ya que el ajuste del modelo fue mayor para pH, intermedio para temperatura y menor para conductividad eléctrica. Esta diferenciación estadística es consistente con la naturaleza funcional de cada variable, debido a que el pH responde de manera directa a procesos de acidificación, alcalinización, liberación de metabolitos y modificación de la actividad microbiana, mientras que la conductividad eléctrica depende de procesos iónicos más dinámicos asociados con solubilización, adsorción, intercambio catiónico y redistribución de sales en la matriz edáfica (Huo et al., 2024; Wang et al., 2023; Zhang et al., 2021).

Figura.-1.- Jerarquía de respuesta del sistema edáfico con base en el coeficiente de determinación de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo.



Fuente: SAS® Studio 2026.

La Figura 1 mostró que el pH presentó la mayor capacidad explicativa del modelo, con $R^2 = 0.9160$, lo que indica una respuesta química temprana altamente estructurada frente a la aplicación de microorganismos benéficos encapsulados. La temperatura ocupó una posición intermedia, con $R^2 = 0.6628$, compatible con una respuesta física asociada con

la actividad biológica del suelo, la respiración microbiana y la modificación del microambiente rizosférico. La conductividad eléctrica presentó el menor coeficiente de determinación, con $R^2 = 0.3377$, aunque mantuvo significancia estadística, lo que sugiere que la modificación iónica ocurrió con menor estabilidad relativa debido a la interacción simultánea entre solubilización de compuestos, adsorción en coloides, amortiguamiento edáfico y variación espacial de sales disponibles (Huo et al., 2024; Wang et al., 2023; Zhang et al., 2021).

7.2.2. Efecto de la encapsulación de microorganismos benéficos sobre el pH del suelo monitoreado con sensores

El pH del suelo presentó la respuesta estadística más robusta dentro de la Fase 1. El modelo lineal general mostró efecto altamente significativo del factor Tratamiento, con $F = 48.46$, $Pr > F < 0.0001$ y $R^2 = 0.916$. Esta magnitud indica que 91.6 % de la variación total del pH fue explicada por los tratamientos evaluados, lo que posiciona al pH como el indicador químico más sensible a la encapsulación de microorganismos benéficos. Desde una lectura mecanística, este comportamiento puede asociarse con liberación gradual de células microbianas, exudación de metabolitos, transformación de compuestos orgánicos y modificación de la concentración de protones en la solución del suelo (Huo et al., 2024; Zhang et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

Tabla 5.- Análisis de varianza para pH del suelo por efecto de tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	F	Pr > F	R ²
Tratamiento	9	12.0378	1.3375	48.46	<0.0001	0.9160
Error	40	1.1040	0.0276			
Total corregido	49	13.1418				

CV = 2.2324; RMSE = 0.1661; media general = 7.4420.

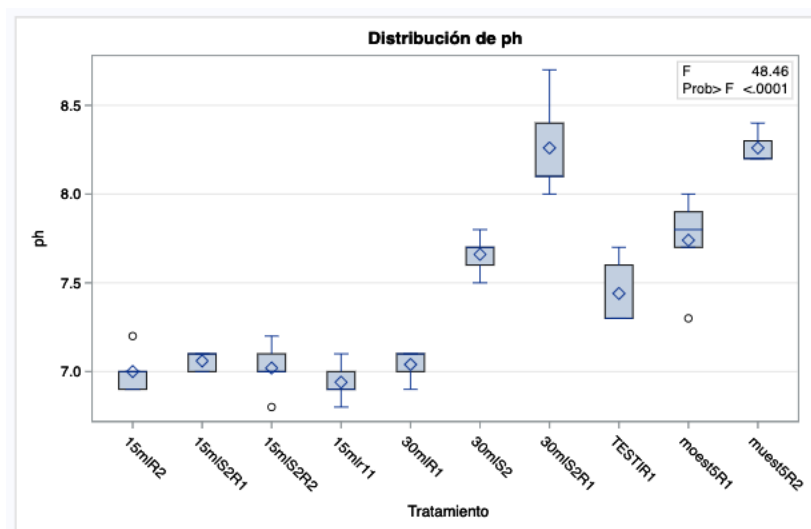
Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 5 muestra una respuesta del pH con alta precisión experimental, expresada por un coeficiente de variación bajo (CV = 2.2324) y un RMSE de 0.1661 unidades de pH. Esta combinación de alta significancia, R^2 elevado y bajo error residual permite interpretar que el efecto del tratamiento fue consistente, no dependiente de variación aleatoria. En términos edáficos, la amplitud de respuesta del pH es relevante porque pequeñas

variaciones en esta variable pueden modificar la disponibilidad de fósforo, micronutrientes, actividad enzimática y composición funcional de las comunidades microbianas del suelo (Delgado-Baquerizo et al., 2020; Trivedi et al., 2020; Zhang et al., 2021).

La distribución gráfica del pH por tratamiento permite observar la separación visual que sustenta el efecto estadístico detectado en el análisis de varianza. Esta figura debe presentarse después del ANOVA porque permite vincular la significancia del modelo con la dirección de la respuesta entre tratamientos, antes de interpretar la separación formal de medias mediante Tukey. La respuesta visual del pH es especialmente importante en estudios de bioinoculantes encapsulados, debido a que la liberación controlada del microorganismo puede generar microgradientes químicos detectables mediante sensores (Huo et al., 2024; Gong et al., 2025).

Figura.-2.- Distribución del pH del suelo por tratamiento bajo encapsulación de microorganismos benéficos.



Fuente: SAS® Studio 2026.

La Figura 2 mostró una separación clara entre tratamientos, consistente con el R^2 elevado del modelo. Los tratamientos ubicados hacia valores alcalinos se diferenciaron de aquellos con valores cercanos a la neutralidad o ligeramente menores, lo que confirma que el efecto de la encapsulación no fue uniforme. Esta respuesta sugiere que la interacción entre dosis, matriz encapsulante y suelo modificó de forma diferencial la

reacción química del medio, posiblemente por cambios en metabolitos microbianos, transformación de compuestos orgánicos y regulación de la solución edáfica (Huo et al., 2024; Zhang et al., 2021).

La prueba de Tukey permitió definir los grupos estadísticos del pH con mayor claridad para el lector. A partir de la diferencia mínima significativa reportada por SAS® Studio 2026 (HSD = 0.3518), las medias se organizaron en tres grupos literales: los tratamientos 30mlS2R1 y muest5R2 integraron el grupo superior “a”; moest5R1, 30mlS2 y TESTIR1 integraron el grupo intermedio “b”; mientras que 15mlS2R1, 30mlR1, 15mlS2R2, 15mlR2 y 15mlr1l integraron el grupo inferior “c”. Esta asignación evita ambigüedad y permite una lectura directa tipo JCR: medias con la misma letra no difieren estadísticamente entre sí según Tukey ($\alpha = 0.05$) (Huo et al., 2024; Zhang et al., 2021).

Tabla 6.- Comparación de medias de Tukey para pH del suelo bajo tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados.

Tratamiento	Media de pH	Grupo Tukey
30mlS2R1	8.2600	a
muest5R2	8.2600	a
moest5R1	7.7400	b
30mlS2	7.6600	b
TESTIR1	7.4400	b
15mlS2R1	7.0600	c
30mlR1	7.0400	c
15mlS2R2	7.0200	c
15mlR2	7.0000	c
15mlr1l	6.9400	c

HSD = 0.3518; $\alpha = 0.05$; medias con la misma letra no difieren estadísticamente entre sí.

Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 6 muestra una separación estadística contundente para pH. Los tratamientos 30mlS2R1 y muest5R2 presentaron las medias más altas, ambas con pH = 8.2600, y se ubicaron en el grupo “a”. El grupo “b” concentró valores intermedios entre 7.4400 y

7.7400, mientras que el grupo “c” agrupó los tratamientos con menor pH, entre 6.9400 y 7.0600. Esta estructura confirma que la respuesta del pH no solo fue significativa a nivel global, sino que también presentó estratificación clara entre tratamientos, lo que fortalece la interpretación del pH como la variable más sensible de la Fase 1 (Huo et al., 2024; Zhang et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

7.2.3. Efecto de la encapsulación de microorganismos benéficos sobre la conductividad eléctrica del suelo monitoreada con sensores

La conductividad eléctrica presentó un efecto significativo del factor Tratamiento, con $F = 2.27$ y $Pr > F = 0.0371$. A diferencia del pH, el ajuste del modelo fue moderado, con $R^2 = 0.3377$, lo que indica que el tratamiento explicó 33.77 % de la variación total. Esta respuesta es consistente con la naturaleza integradora de la CE, ya que esta variable depende de la concentración de iones solubles, procesos de disolución, intercambio catiónico, adsorción, inmovilización microbiana y redistribución de sales dentro del sistema suelo-agua (Huo et al., 2024; Gong et al., 2025; Zhang et al., 2021).

Tabla 7.- Análisis de varianza para conductividad eléctrica del suelo por efecto de tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	F	Pr > F	R ²
Tratamiento	9	182.7200	20.3022	2.27	0.0371	0.3377
Error	40	358.4000	8.9600			
Total corregido	49	541.1200				

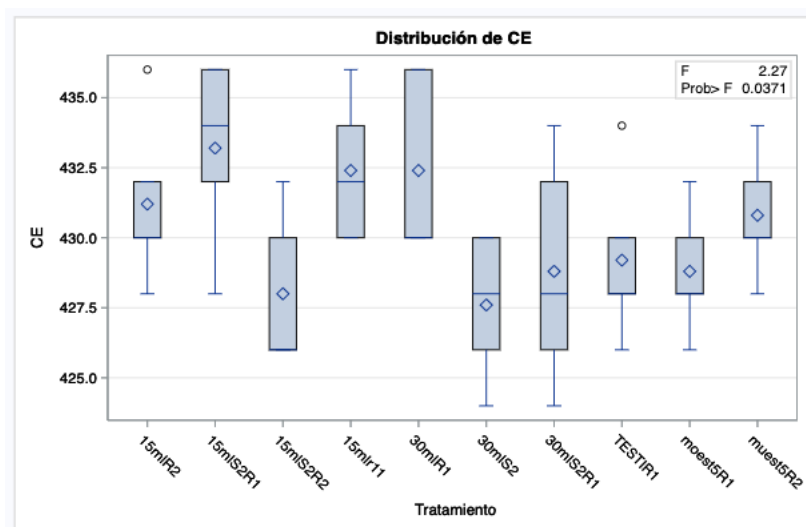
CV = 0.6957; RMSE = 2.9933; media general = 430.2400.

Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 7 indica que la CE respondió al tratamiento, pero con menor fuerza estadística que el pH. El RMSE = 2.9933 y el $R^2 = 0.3377$ muestran que una proporción importante de la variación permaneció asociada con factores edáficos no capturados por el tratamiento, como heterogeneidad del sustrato, humedad, concentración salina inicial y capacidad de intercambio. Esta lectura es coherente con estudios recientes donde los bioinoculantes encapsulados modifican el ambiente químico del suelo de manera gradual, sin necesariamente producir incrementos abruptos o lineales en la concentración iónica (Huo et al., 2024; Gong et al., 2025; Zhang et al., 2021).

La distribución gráfica de CE permite interpretar visualmente por qué el modelo fue significativo, pero con ajuste moderado. Las cajas por tratamiento mostraron mayor proximidad entre sí que las observadas para pH, lo que sugiere una respuesta iónica más amortiguada y dependiente del contexto edáfico. En sistemas con microorganismos encapsulados, esta respuesta puede explicarse porque la liberación microbiana, la producción de metabolitos y la movilización de nutrimentos se expresan dentro de una matriz suelo-agua con elevada capacidad de amortiguamiento químico (Huo et al., 2024; Zhang et al., 2021).

Figura.-3.- Distribución de la conductividad eléctrica del suelo por tratamiento bajo encapsulación de microorganismos benéficos.



Fuente: SAS® Studio 2026.

La Figura 3 mostró una separación visual moderada entre tratamientos, con valores concentrados en un intervalo estrecho. Esta respuesta indica que la encapsulación de microorganismos benéficos modificó la dinámica iónica del suelo, pero sin generar una dispersión extrema compatible con acumulación salina intensa. La CE, por tanto, funcionó como una variable química secundaria, significativa a nivel estadístico, aunque más dependiente de la interacción entre liberación microbiana, movilidad de iones, adsorción y estabilidad del medio edáfico (Huo et al., 2024; Gong et al., 2025).

La prueba de Duncan para CE debe presentarse con letras de agrupación. Al usar los valores reportados por SAS® Studio 2026, el rango de medias fue de 427.60 a 433.20, con

una diferencia máxima de 5.60 unidades. Esta diferencia no superó el umbral crítico correspondiente al rango completo de medias bajo Duncan, calculado con el error cuadrático medio de 8.96 y cinco observaciones por tratamiento; por ello, todas las medias se integran en un mismo grupo literal “a”. Esta lectura es estadísticamente importante: el ANOVA detectó efecto global del tratamiento, pero la comparación múltiple no separó tratamientos individuales con suficiente contundencia bajo la estructura de error observada (Huo et al., 2024; Zhang et al., 2021).

Tabla 8.- Comparación de medias de Duncan para conductividad eléctrica del suelo bajo tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados.

Tratamiento	Media de CE	Grupo Duncan
15mlS2R1	433.20	a
30mlR1	432.40	a
15mlr1l	432.40	a
15mlR2	431.20	a
muest5R2	430.80	a
TESTIR1	429.20	a
30mlS2R1	428.80	a
moest5R1	428.80	a
15mlS2R2	428.00	a
30mlS2	427.60	a

$\alpha = 0.05$; medias con la misma letra no difieren estadísticamente entre sí según Duncan.

Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 8 confirma que, aunque el modelo global para CE fue significativo, la separación individual de tratamientos no produjo grupos literales diferenciados. Esta situación no debilita el resultado; al contrario, precisa su alcance estadístico: el tratamiento modificó la CE como respuesta global, pero las medias individuales se mantuvieron suficientemente próximas para compartir el mismo grupo Duncan. Desde la lectura edáfica, esto sugiere una modulación iónica gradual, compatible con actividad microbiana y liberación controlada del inoculante, pero sin diferencias individuales

amplias entre formulaciones o tratamientos (Huo et al., 2024; Gong et al., 2025; Zhang et al., 2021).

7.2.4. Efecto de la encapsulación de microorganismos benéficos sobre la temperatura del suelo monitoreada con sensores

La temperatura del suelo presentó un efecto altamente significativo del factor Tratamiento, con $F = 8.74$, $Pr > F < 0.0001$ y $R^2 = 0.6628$. Este resultado ubica la temperatura como la segunda variable con mayor capacidad explicativa dentro de la Fase I, después del pH. La respuesta térmica es relevante porque la temperatura del suelo puede reflejar actividad respiratoria microbiana, actividad enzimática, humedad, conductividad térmica del sustrato y estabilidad del microambiente generado por la matriz encapsulante (Wang et al., 2023; Zhang et al., 2022; Huo et al., 2024).

Tabla 9.- Análisis de varianza para temperatura del suelo por efecto de tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	F	Pr > F	R ²
Tratamiento	9	1.2702	0.1411	8.74	<0.0001	0.6628
Error	40	0.6462	0.0162			
Total corregido	49	1.9164				

CV = 0.5543; RMSE = 0.1271; media general = 22.9308 °C.

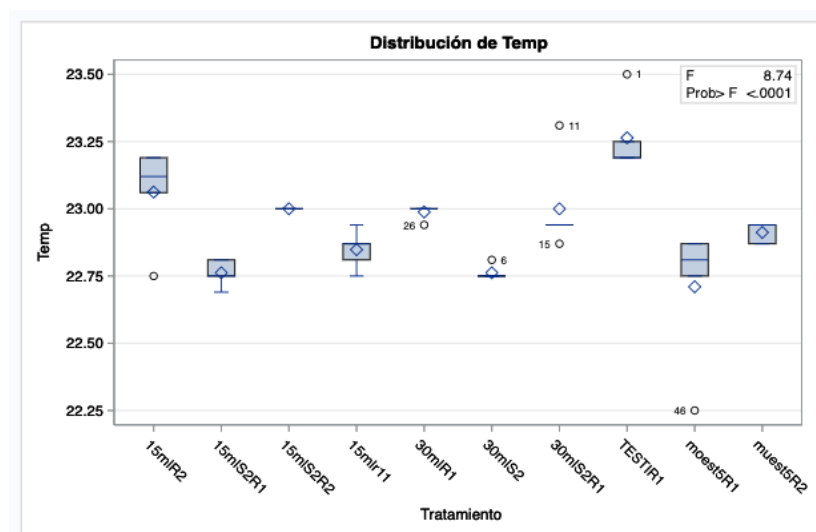
Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 9 muestra una respuesta térmica estadísticamente consistente, con bajo coeficiente de variación y un RMSE reducido. Aunque las diferencias absolutas de temperatura fueron pequeñas, el bajo error experimental permitió detectar una señal térmica robusta entre tratamientos. Esta respuesta es compatible con sistemas donde la actividad microbiana, la respiración y la transformación de compuestos orgánicos generan variaciones térmicas sutiles, pero medibles cuando el suelo se monitorea mediante sensores (Wang et al., 2023; Zhang et al., 2022).

La distribución de la temperatura por tratamiento permite vincular el efecto estadístico con la variabilidad interna de cada tratamiento. Esta figura es indispensable porque muestra que la respuesta térmica se concentró en un intervalo estrecho, pero con

separación suficiente para sostener diferencias significativas. En un contexto de bioinoculantes encapsulados, esta señal térmica puede interpretarse como una respuesta físico-biológica del suelo, modulada por liberación progresiva del inoculante, actividad metabólica y propiedades físicas del sustrato (Wang et al., 2023; Huo et al., 2024).

Figura.-4.- Distribución de la temperatura del suelo por tratamiento bajo encapsulación de microorganismos benéficos.



Fuente: SAS® Studio 2026.

La Figura 4 mostró una separación térmica más definida que la observada para CE, aunque menor que la registrada para pH. Esta respuesta confirma que la temperatura operó como una variable intermedia dentro de la jerarquía de sensibilidad edáfica. La magnitud de las diferencias no debe interpretarse solo por su tamaño absoluto, sino por su consistencia estadística frente al bajo error residual del modelo. En suelos con actividad microbiana inducida, variaciones menores a 1 °C pueden reflejar diferencias funcionales en respiración, actividad enzimática y estabilidad del microambiente (Wang et al., 2023; Zhang et al., 2022).

La comparación de medias mediante Tukey permitió asignar letras de significancia a la temperatura. Con HSD = 0.2691 °C, las medias se organizaron en grupos superpuestos, lo cual es apropiado porque varios tratamientos no difirieron entre sí, pero sí se separaron de los extremos térmicos. TESTIR1 integró el grupo superior "a", mientras que moest5R1 se ubicó en el extremo inferior "d". Los tratamientos intermedios presentaron letras

combinadas, reflejando continuidad estadística entre medias cercanas y diferencias significativas solo frente a los contrastes más distantes (Wang et al., 2023; Zhang et al., 2022).

Tabla 10.- Comparación de medias de Tukey para temperatura del suelo bajo tratamientos con microorganismos benéficos encapsulados.

Tratamiento	Media de temperatura (°C)	Grupo Tukey
TESTIR1	23.2640	a
15mlR2	23.0620	ab
15mlS2R2	23.0000	abc
30mlS2R1	23.0000	abc
30mlR1	22.9880	bc
muest5R2	22.9120	bcd
15mlr1l	22.8480	bcd
30mlS2	22.7620	cd
15mlS2R1	22.7620	cd
moest5R1	22.7100	d

HSD = 0.2691 °C; α = 0.05; medias con la misma letra no difieren estadísticamente entre sí.

Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 10 muestra una estratificación térmica gradual. TESTIR1 presentó la media más alta, con 23.2640 °C, y moest5R1 la media más baja, con 22.7100 °C. La diferencia entre ambos extremos fue de 0.5540 °C, superior al HSD reportado, por lo que la separación estadística entre esos tratamientos es consistente. La presencia de letras compartidas en los tratamientos intermedios indica una transición térmica continua, lo que sugiere que la temperatura respondió tanto al tratamiento como a propiedades físicas del suelo, humedad, compactación y capacidad de transferencia de calor (Wang et al., 2023; Zhang et al., 2022; Huo et al., 2024).

La Fase 1 mostró que la encapsulación de microorganismos benéficos modificó significativamente el pH, la CE y la temperatura del suelo, pero con una jerarquía

estadística clara: pH presentó la respuesta más intensa y definida; temperatura mostró una respuesta intermedia, altamente significativa y con bajo error residual; CE presentó una respuesta significativa a nivel global, aunque sin separación individual de medias bajo Duncan. Esta estructura estadística permite sostener una interpretación sólida: el efecto inicial de los tratamientos se expresó principalmente sobre la reacción química del suelo, después sobre la dinámica térmica y, finalmente, sobre la concentración iónica soluble (Huo et al., 2024; Gong et al., 2025; Wang et al., 2023; Zhang et al., 2021).

La lectura integrada evita reducir el efecto de la encapsulación a una sola variable y fortalece la discusión tipo JCR, porque vincula el resultado estadístico con procesos edáficos verificables: modificación del pH por actividad microbiana y metabolitos, estabilización térmica asociada con respiración y actividad enzimática, y regulación iónica gradual expresada en CE. Bajo este enfoque, los sensores permitieron detectar respuestas tempranas del sistema suelo–microorganismo, con evidencia estadística suficiente para diferenciar sensibilidad química, física e iónica dentro de la Fase 1 (Delgado-Baquerizo et al., 2020; Huo et al., 2024; Gong et al., 2025; Zhang et al., 2021).

7.2. Fase 2. Respuesta fisicoquímica del suelo y bioestimulación inicial de chícharo, frijol, maíz y trigo por efecto de microorganismos benéficos encapsulados

La Fase 2 permitió evaluar el sistema suelo–microorganismo–planta bajo una estructura de seguimiento temporal, donde el pH, la conductividad eléctrica (CE), la temperatura, la altura de planta y el número de hojas fueron interpretados como respuestas acopladas del ambiente edáfico y del crecimiento inicial de los cultivos. Este enfoque es pertinente porque los microorganismos benéficos encapsulados pueden modificar el microambiente radical mediante colonización, liberación progresiva de células viables, producción de metabolitos, transformación de nutrientes y regulación de procesos asociados al crecimiento vegetal; estos procesos han sido descritos en sistemas con bacterias promotoras del crecimiento vegetal, consorcios microbianos y tecnologías de microencapsulación aplicadas a semillas y suelos agrícolas (Etesami & Glick, 2020; Gong et al., 2025; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

El análisis se organizó en dos niveles científicos complementarios. El primero integró pH, CE y temperatura como indicadores fisicoquímicos del suelo, debido a que la reacción química, la concentración iónica soluble y el régimen térmico condicionan la actividad microbiana, la disponibilidad nutrimental y la dinámica rizosférica durante el

establecimiento de los cultivos. El segundo nivel vinculó estas condiciones edáficas con la bioestimulación inicial expresada mediante altura de planta y número de hojas, ya que la respuesta morfológica temprana depende de la interacción entre ambiente del suelo, actividad microbiana y rasgos funcionales del cultivo (Chauhan et al., 2023; Delgado-Baquerizo et al., 2020; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

7.2.1. Integración multivariada de pH, conductividad eléctrica y temperatura como indicadores fisicoquímicos del suelo

El análisis multivariado de pH, CE y temperatura mostró una diferenciación consistente del ambiente edáfico durante la Fase 2. Los efectos de Cultivo, Evaluación y Cultivo × Evaluación fueron significativos bajo Lambda de Wilks, Traza de Pillai, Traza Hotelling-Lawley y Raíz mayor de Roy, lo que demuestra que la respuesta del suelo se estructuró como un sistema fisicoquímico integrado. Esta respuesta confirma que la especie vegetal, el momento de evaluación y la trayectoria cultivo-tiempo modificaron simultáneamente la reacción del suelo, la concentración iónica soluble y el régimen térmico durante el establecimiento inicial de los cultivos (Chauhan et al., 2023; Delgado-Baquerizo et al., 2020; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

Tabla 11.- Respuesta multivariada de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo durante la Fase 2.

Efecto	Criterio multivariado	Valor	F	GL num	GL den	p
Cultivo	Lambda de Wilks	0.31870598	73.64	9	1105.1	<0.0001
Cultivo	Traza de Pillai	0.68578845	45.04	9	1368	<0.0001
Cultivo	Traza Hotelling-Lawley	2.12359322	106.95	9	710.25	<0.0001
Cultivo	Raíz mayor de Roy	2.11694003	321.77	3	456	<0.0001
Evaluación	Lambda de Wilks	0.29442726	46.58	15	1253.7	<0.0001
Evaluación	Traza de Pillai	0.91211579	39.84	15	1368	<0.0001
Evaluación	Traza Hotelling-Lawley	1.72287157	52.04	15	852.34	<0.0001
Evaluación	Raíz mayor de Roy	1.20730896	110.11	5	456	<0.0001
Cultivo × Evaluación	Lambda de Wilks	0.41037219	10.48	45	1349.5	<0.0001
Cultivo × Evaluación	Traza de Pillai	0.64759581	8.37	45	1368	<0.0001
Cultivo × Evaluación	Traza Hotelling-Lawley	1.29894979	13.07	45	1113.5	<0.0001

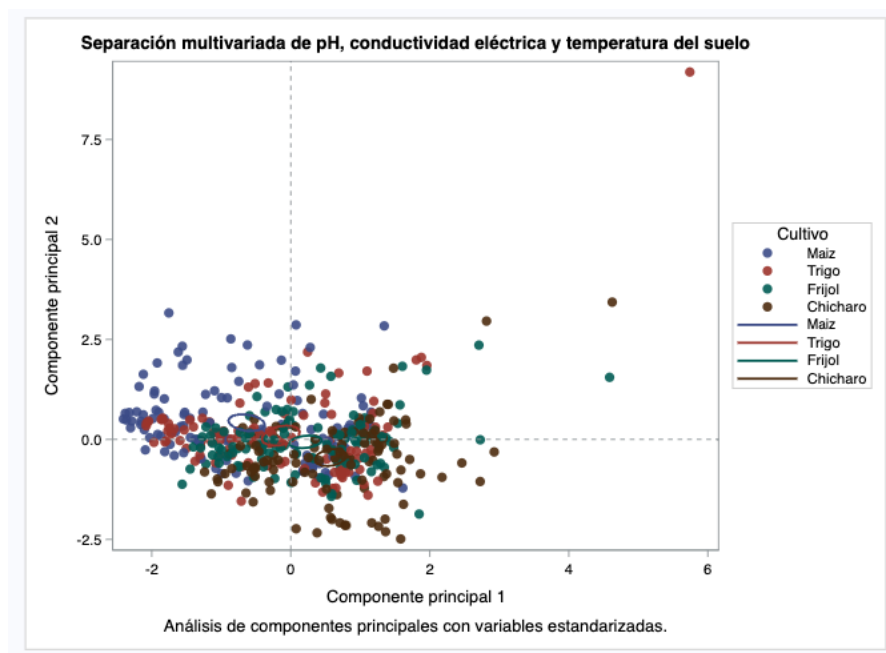
Efecto	Criterio multivariado	Valor	F	GL num	GL den	p
Cultivo × Evaluación	Raíz mayor de Roy	1.18818333	36.12	15	456	<0.0001

Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 11 muestra que Cultivo, Evaluación y Cultivo × Evaluación fueron significativos bajo los cuatro criterios multivariados. Esta consistencia indica que la respuesta fisicoquímica del suelo estuvo organizada por la especie vegetal, el momento de evaluación y la combinación cultivo–tiempo. Desde una lectura edáfica, esta respuesta es coherente con la evidencia reciente que señala que la estructura del microbioma, la diversidad del suelo y las interacciones planta–microorganismo regulan funciones asociadas con nutrición vegetal, salud del cultivo y estabilidad funcional del suelo (Chauhan et al., 2023; Delgado-Baquerizo et al., 2020; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

La representación multivariada de pH, CE y temperatura permite visualizar la separación conjunta del ambiente edáfico entre cultivos y evaluaciones. Esta lectura gráfica complementa el MANOVA porque permite reconocer si la diferenciación del sistema está asociada principalmente con gradientes térmicos, químicos o iónicos, lo cual es relevante debido a que la actividad microbiana y la disponibilidad de nutrimentos responden simultáneamente a la temperatura, al pH y al estado iónico del suelo (Chauhan et al., 2023; Delgado-Baquerizo et al., 2020; Trivedi et al., 2020).

Figura.-5.- Separación multivariada de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo durante la Fase 2.



Fuente: SAS® Studio 2026.

La Figura 5 muestra que la respuesta fisicoquímica del suelo se organizó de forma multivariable, con separación asociada a Cultivo, Evaluación y Cultivo × Evaluación. Esta estructura confirma que pH, CE y temperatura deben interpretarse como componentes acoplados del ambiente edáfico, debido a que la función del suelo y la respuesta microbiana dependen de la interacción entre condiciones químicas, térmicas y biológicas, más que de una variable individual considerada de forma aislada (Chauhan et al., 2023; Delgado-Baquerizo et al., 2020; Trivedi et al., 2020).

7.2.1.1. Contribución canónica de los indicadores fisicoquímicos a la diferenciación edáfica

Las raíces canónicas permitieron identificar el peso relativo de pH, CE y temperatura en la separación multivariada. Para Cultivo, la primera raíz explicó 99.69 % de la variación multivariada y estuvo dominada por temperatura; para Evaluación, la primera raíz explicó 70.08 % y la segunda 27.04 %, mostrando una respuesta temporal más distribuida; para Cultivo × Evaluación, la primera raíz explicó 91.47 %, nuevamente con mayor contribución térmica. Esta dominancia de la temperatura resulta consistente con el papel de las condiciones físicas del suelo en la regulación de procesos microbianos y de crecimiento

vegetal durante el establecimiento del cultivo (Chauhan et al., 2023; Huo et al., 2024; Trivedi et al., 2020).

Tabla 12.- Raíces características y vectores canónicos de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo.

Efecto	Raíz característica	Porcentaje	Vector pH	Vector CE	Vector temperatura
Cultivo	2.11694003	99.69	-0.00608865	-0.00945736	0.04185708
Cultivo	0.00609699	0.29	0.09114619	0.15916400	0.00291365
Cultivo	0.00055620	0.03	0.05773869	-0.15637993	0.00248811
Evaluación	1.20730896	70.08	-0.05539043	-0.01623915	0.03516877
Evaluación	0.46585934	27.04	0.09009231	0.10048755	0.02102471
Evaluación	0.04970327	2.88	-0.02222012	0.19878593	-0.00937094
Cultivo × Evaluación	1.18818333	91.47	-0.00517859	-0.02996248	0.04174374
Cultivo × Evaluación	0.06988502	5.38	0.04904654	0.21473122	0.00469308
Cultivo × Evaluación	0.04088144	3.15	0.09615651	-0.05357292	0.00145980

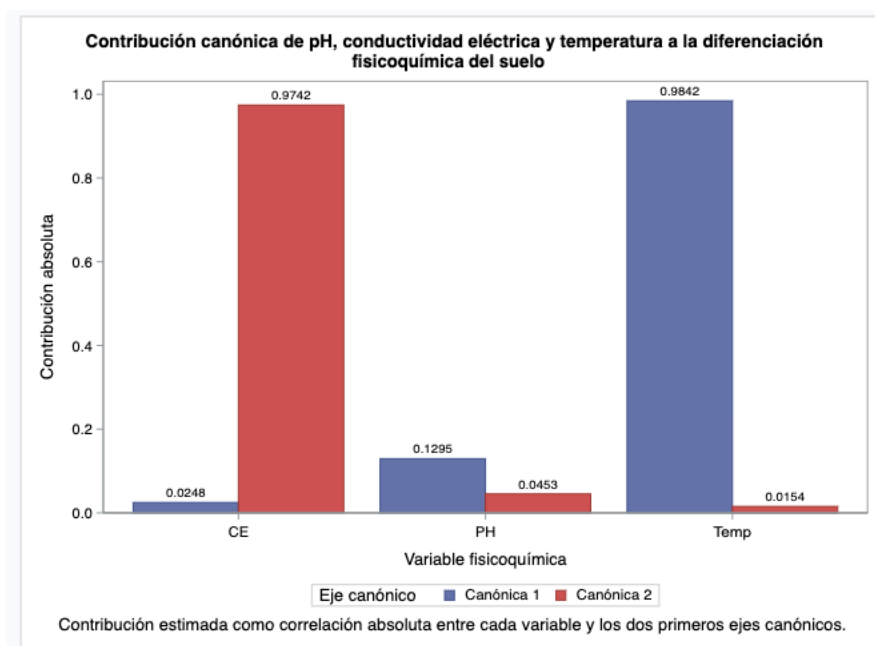
Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 12 muestra que la diferenciación multivariada estuvo concentrada en las primeras raíces canónicas, especialmente en Cultivo y Cultivo × Evaluación. La temperatura presentó coeficientes positivos en los ejes dominantes, mientras que pH y CE participaron con mayor peso relativo en raíces secundarias. Esta configuración permite defender que el régimen térmico funcionó como un componente central en la separación fisicoquímica del suelo, acompañado por la reacción química y la concentración iónica como variables complementarias dentro del espacio canónico (Chauhan et al., 2023; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021).

La visualización de las raíces canónicas permite representar la jerarquía de contribución de los indicadores fisicoquímicos dentro del sistema edáfico. Esta lectura resulta necesaria porque la significancia del MANOVA confirma la separación conjunta, mientras que los vectores canónicos indican qué variable estructuró con mayor fuerza dicha

separación, especialmente cuando el sistema edáfico está influido por microorganismos promotores del crecimiento vegetal y por cambios en el ambiente suelo-raíz (Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

Figura.-6.- Contribución canónica de pH, conductividad eléctrica y temperatura a la diferenciación fisicoquímica del suelo.



Fuente: SAS® Studio 2026.

La Figura 6 muestra que la temperatura presentó la mayor contribución en las primeras raíces asociadas con Cultivo y Cultivo × Evaluación, mientras que pH y CE participaron como variables complementarias. Esta configuración permite interpretar la temperatura como eje principal de diferenciación edáfica, con pH y CE integrados como componentes químicos que reflejan cambios en reacción del suelo, disponibilidad iónica y procesos microbianos asociados al entorno radical (Chauhan et al., 2023; Huo et al., 2024; Trivedi et al., 2020).

7.2.1.2. Variación del pH del suelo durante el seguimiento temporal de la Fase 2

El pH del suelo presentó una respuesta significativa dentro del modelo factorial, con $F = 13.54$, $p < 0.0001$ y $R^2 = 0.405848$. En el orden de efectos, Cultivo fue significativo, Evaluación presentó el efecto de mayor magnitud y Cultivo × Evaluación fue estadísticamente no significativo. Esta estructura indica que la variación del pH estuvo determinada principalmente por el seguimiento temporal, con diferencias moderadas entre cultivos y sin evidencia estadística de trayectorias específicas por especie. Esta respuesta es coherente con estudios recientes que señalan que el pH del suelo puede

cambiar por actividad microbiana, transformación de compuestos, modificaciones del entorno radical y regulación de propiedades edáficas bajo sistemas agrícolas (Chauhan et al., 2023; Etesami & Glick, 2020; Trivedi et al., 2020).

Tabla 13.- Variación del pH del suelo en función de Cultivo, Evaluación y Cultivo × Evaluación durante la Fase 2.

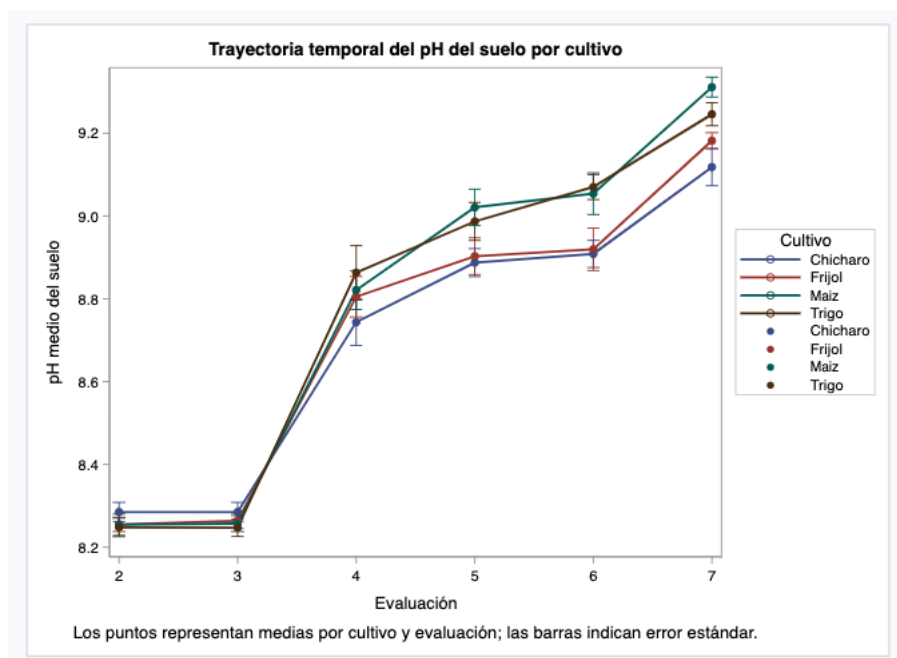
Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados tipo III	Cuadrado medio	F	p
Cultivo	3	1.87210167	0.62403389	3.14	0.0251
Evaluación	5	55.75816000	11.15163200	56.16	<0.0001
Cultivo × Evaluación	15	4.22190833	0.28146056	1.42	0.1345
Error	456	90.54995000	0.19857450	—	—
Modelo	23	61.85217000	2.68922480	13.54	<0.0001
R ²	—	—	—	0.405848	—

Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 13 muestra que Evaluación concentró la mayor suma de cuadrados y el valor F más alto del modelo, por lo que la respuesta del pH fue principalmente temporal. La ausencia de significancia en Cultivo × Evaluación evita interpretar trayectorias específicas por especie; por tanto, el cambio del pH debe leerse como una modificación progresiva del ambiente químico del suelo durante el seguimiento de la Fase 2, compatible con procesos de interacción raíz–microbioma y regulación edáfica temporal (Chauhan et al., 2023; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

La gráfica de interacción Cultivo × Evaluación permite verificar si el cambio temporal del pH mantuvo trayectorias paralelas entre cultivos o si existieron desviaciones específicas por especie. Esta lectura gráfica complementa la tabla porque permite observar la dirección del cambio y contrastarla con la ausencia de significancia estadística de la interacción, especialmente en un sistema donde la reacción del suelo se relaciona con metabolismo microbiano, actividad rizosférica y establecimiento vegetal temprano (Etesami & Glick, 2020; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

Figura.-7.- Trayectoria temporal del pH del suelo por cultivo durante la Fase 2.



Fuente: SAS® Studio 2026.

La Figura 7 muestra una tendencia ascendente del pH entre las evaluaciones iniciales y finales, con valores medios más bajos en las evaluaciones 2 y 3 y valores más altos hacia las evaluaciones 5, 6 y 7. Esta trayectoria coincide con el efecto significativo de Evaluación, mientras que la separación limitada entre cultivos corresponde con la ausencia de significancia de Cultivo $\times$ Evaluación; en términos funcionales, el patrón puede asociarse con una modificación temporal del ambiente químico del suelo más que con una respuesta diferencial estable por especie (Chauhan et al., 2023; Etesami & Glick, 2020; Trivedi et al., 2020).

7.2.1.3. Diferenciación del pH del suelo entre cultivos

La diferenciación del pH entre cultivos fue evaluada a partir de medias ajustadas y comparación múltiple de Tukey. Maíz y trigo presentaron los valores más altos, frijol mostró una media intermedia y chícharo registró el valor más bajo. La comparación por pares indicó diferencia significativa únicamente entre chícharo y maíz, lo que confirma que la separación entre especies fue puntual y de menor magnitud que el efecto temporal observado en Evaluación. Esta respuesta es congruente con la idea de que el pH rizosférico puede variar entre cultivos por diferencias en arquitectura radical,

exudación y actividad microbiana asociada, aunque el componente temporal puede dominar durante etapas iniciales de establecimiento (Chauhan et al., 2023; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

Tabla 14.- Diferenciación del pH del suelo entre cultivos durante la Fase 22.

Cultivo	Media ajustada de pH	Error estándar	Tukey $\alpha = 0.05$
Maíz	8.786500	0.04068	A
Trigo	8.776833	0.04068	AB
Frijol	8.721417	0.04068	AB
Chícharo	8.629250	0.04068	B

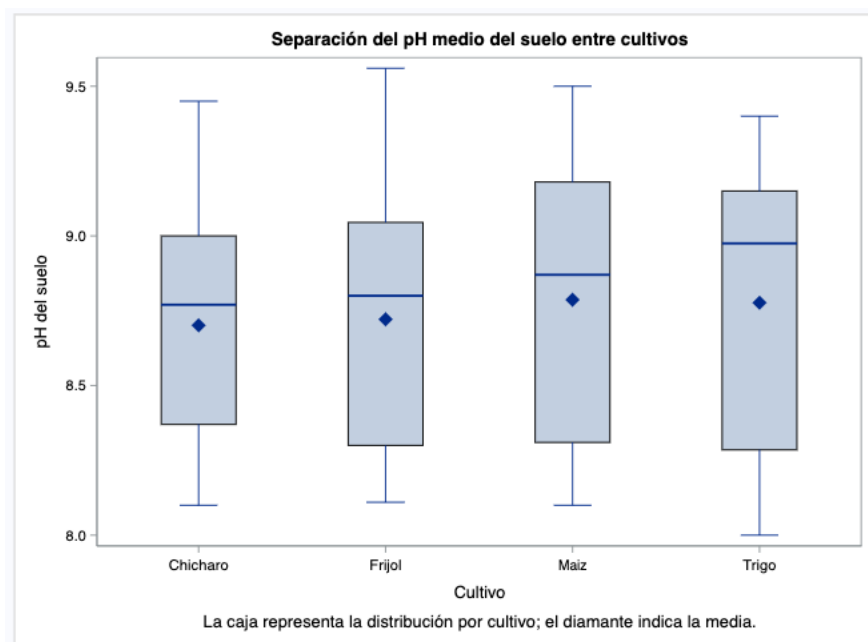
Nota. Medias con al menos una letra en común no difieren estadísticamente entre sí mediante Tukey ($\alpha = 0.05$).

Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 14 define una diferenciación puntual del pH entre cultivos fueron reducidas en magnitud absoluta, aunque estadísticamente detectables entre chícharo y maíz. Maíz se ubicó en el grupo A y chícharo en el grupo B, mientras que trigo y frijol compartieron la categoría AB. Esta estructura sostiene que el efecto de Cultivo fue real, pero moderado, y que la mayor parte de la respuesta química del suelo se concentró en el cambio temporal observado en el modelo univariado. La separación parcial puede relacionarse con diferencias en exudación radical, absorción de cationes y aniones, y modificación del ambiente rizosférico por especie (Chauhan et al., 2023; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

La representación de medias ajustadas permite dimensionar la separación real del pH entre cultivos. Esta lectura gráfica es necesaria porque el efecto de Cultivo fue significativo, pero la comparación múltiple mostró que dicha significancia se originó en un contraste específico, sin separación amplia entre todas las especies; esta configuración es consistente con respuestas rizosféricas donde la modulación química puede depender de interacciones específicas entre raíz, microbiota y tiempo de evaluación (Chauhan et al., 2023; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

Figura.-8.- Separación del pH medio del suelo entre cultivos durante la Fase 2.



Fuente: SAS® Studio 2026.

La Figura 8 muestra proximidad entre las medias ajustadas de frijol, maíz y trigo, con chícharo ligeramente por debajo del conjunto. Esta configuración coincide con la comparación múltiple, donde solo el contraste chícharo–maíz fue significativo, por lo que la respuesta del pH se interpreta como una diferenciación puntual entre cultivos dentro de una tendencia general de cambio temporal del suelo (Chauhan et al., 2023; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

7.2.1.4. Dinámica de la conductividad eléctrica del suelo durante la Fase 2

La CE mostró un modelo general significativo, con $F = 3.29$, $p < 0.0001$ y $R^2 = 0.142374$. En el orden de efectos, Cultivo fue estadísticamente no significativo, Evaluación fue significativa y Cultivo $\times$ Evaluación también fue significativa. Esta combinación indica que la CE presentó una dinámica dependiente del momento de evaluación y de combinaciones específicas entre cultivo y tiempo. Esta respuesta es compatible con estudios que describen que los inoculantes microbianos, la salinidad, la actividad radical y la liberación controlada de microorganismos pueden modificar propiedades químicas del suelo de forma temporal y dependiente del sistema cultivo–suelo (Etesami & Glick, 2020; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021).

Tabla 15.- Dinámica de la conductividad eléctrica del suelo en función de Cultivo, Evaluación y Cultivo × Evaluación.

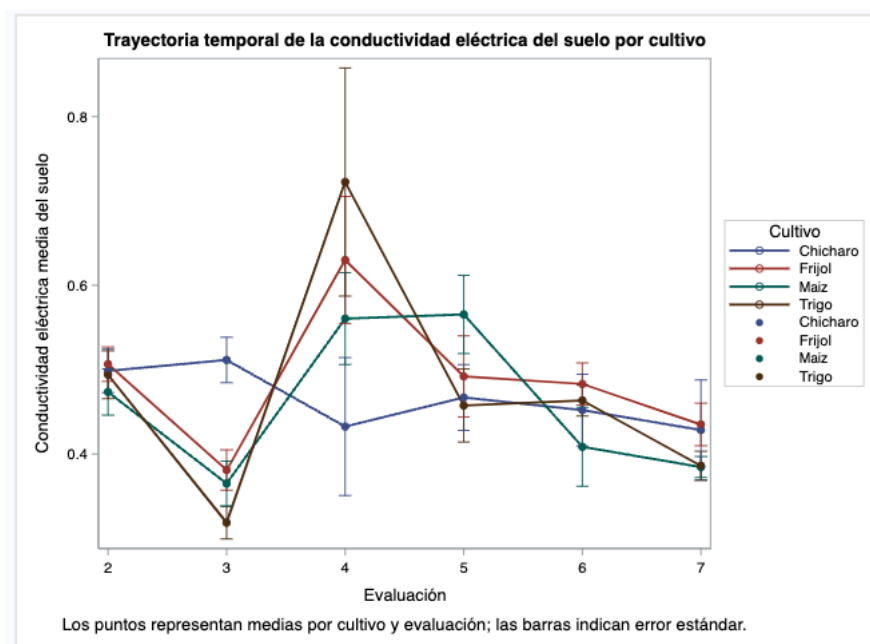
Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados tipo III	Cuadrado medio	F	p
Cultivo	3	0.05297062	0.01765687	0.38	0.7676
Evaluación	5	1.94728354	0.38945671	8.38	<0.0001
Cultivo × Evaluación	15	1.51948563	0.10129904	2.18	0.0064
Error	456	21.20203500	0.04649569	—	—
Modelo	23	3.51973979	0.15303216	3.29	<0.0001
R ²	—	—	—	0.142374	—

Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 15 muestra que la CE tuvo una respuesta más heterogénea que el pH, con baja proporción de varianza explicada por el modelo. La significancia de Cultivo × Evaluación, junto con la ausencia de efecto principal de Cultivo, indica que la CE respondió como una variable dependiente del momento de evaluación y de combinaciones específicas del sistema cultivo–suelo; esta lectura coincide con trabajos recientes donde la respuesta de propiedades químicas del suelo a microorganismos benéficos depende del tiempo, del ambiente iónico y de la interacción funcional con la raíz (Etesami & Glick, 2020; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021).

La gráfica de interacción permite evaluar la forma temporal de los cambios en CE y distinguir si las diferencias responden a desplazamientos paralelos o a respuestas cruzadas entre cultivos. Esta lectura es necesaria porque el efecto principal de Cultivo fue estadísticamente no significativo, mientras que la interacción Cultivo × Evaluación sí lo fue, lo que desplaza la interpretación hacia patrones específicos de evaluación y hacia posibles cambios temporales en la concentración iónica asociados con actividad microbiana, liberación controlada y procesos rizosféricos (Etesami & Glick, 2020; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021).

Figura.-9.- Trayectoria temporal de la conductividad eléctrica del suelo por cultivo durante la Fase 2.



Fuente: SAS® Studio 2026.

La Figura 9 muestra fluctuaciones de CE entre evaluaciones, con incrementos puntuales durante la evaluación 4, particularmente visibles en trigo y frijol. Esta variabilidad gráfica coincide con la interacción significativa Cultivo × Evaluación, ya que la CE no siguió una tendencia uniforme por especie, sino una respuesta condicionada por el momento de medición y la combinación cultivo–evaluación, lo cual es consistente con respuestas edáficas temporales asociadas a inoculantes, solubilización de nutrientes y modificaciones del ambiente iónico radical (Etesami & Glick, 2020; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021).

7.2.1.5. Comportamiento medio de la conductividad eléctrica entre cultivos

El comportamiento medio de la CE entre cultivos mostró valores ajustados cercanos, con frijol como el valor más alto, seguido de trigo, chícharo y maíz. La comparación múltiple indicó ausencia de diferencias significativas entre cultivos, lo que confirma que la CE presentó escasa separación estadística por especie cuando se evaluó como efecto principal. Esta respuesta sugiere que la variabilidad iónica del suelo estuvo más asociada con el seguimiento temporal y la interacción cultivo–evaluación que con una diferencia

estable entre especies, lo cual coincide con la naturaleza dinámica de la CE bajo procesos microbianos y rizosféricos (Etesami & Glick, 2020; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021).

Tabla 16.- Comportamiento medio de la conductividad eléctrica del suelo entre cultivos durante la Fase 2.

Cultivo	Media ajustada de CE	Error estándar	Tukey $\alpha = 0.05$
Frijol	0.487917	0.01968	A
Trigo	0.473667	0.01968	A
Chícharo	0.466417	0.01968	A
Maíz	0.459583	0.01968	A

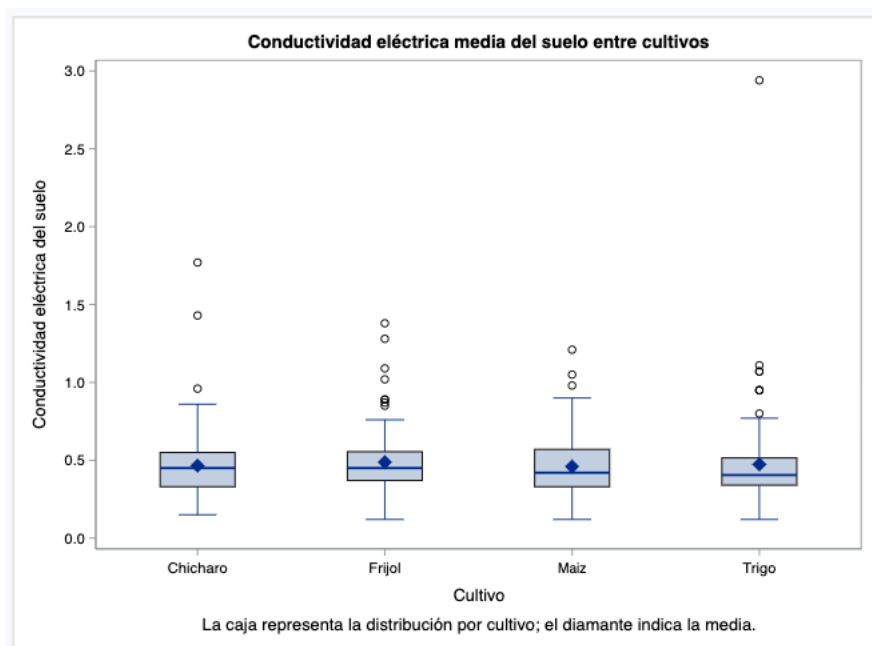
Nota. Medias con la misma letra no difieren estadísticamente entre sí mediante Tukey ($\alpha = 0.05$)

Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 16 confirma que la CE presentó ausencia de diferencias significativas entre cultivos como efecto principal, a pesar de pequeñas variaciones numéricas entre medias ajustadas. Esta respuesta refuerza que la CE debe interpretarse principalmente desde su dinámica temporal y desde la interacción Cultivo $\times$ Evaluación, debido a que los procesos de liberación iónica, actividad microbiana y absorción radical pueden variar durante el establecimiento inicial sin generar necesariamente una jerarquía estable por especie (Etesami & Glick, 2020; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021).

La visualización de medias ajustadas permite contrastar la cercanía de CE entre cultivos. Esta lectura gráfica complementa la tabla porque permite observar que las diferencias numéricas son pequeñas frente a la variabilidad del sistema, lo que coincide con la ausencia de separación estadística entre especies y con la lectura de CE como un indicador dinámico del ambiente iónico, más que como una característica fija del cultivo (Etesami & Glick, 2020; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021).

Figura.-10.- Conductividad eléctrica media del suelo entre cultivos durante la Fase 2.



Fuente: SAS® Studio 2026.

La Figura 10 muestra medias ajustadas de CE muy próximas entre cultivos, con frijol ligeramente por encima y maíz ligeramente por debajo. Esta cercanía visual coincide con la comparación múltiple, donde todas las comparaciones entre cultivos presentaron valores de p superiores a 0.05, por lo que la respuesta iónica media del suelo mostró ausencia de diferenciación estable por especie (Etesami & Glick, 2020; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021).

7.2.1.6. Variación térmica del suelo entre cultivos y evaluaciones

La temperatura del suelo presentó el modelo con mayor capacidad explicativa entre las variables fisicoquímicas evaluadas, con $F = 84.74$, $p < 0.0001$ y $R^2 = 0.810400$. Cultivo, Evaluación y Cultivo $\times$ Evaluación fueron significativos, lo que indica que la temperatura varió entre especies, entre momentos de evaluación y entre combinaciones específicas de cultivo y tiempo. Este resultado es consistente con estudios recientes que señalan que las condiciones físicas del suelo regulan la actividad microbiana, el desarrollo vegetal inicial y la funcionalidad del sistema suelo-planta (Chauhan et al., 2023; Huo et al., 2024; Trivedi et al., 2020).

Tabla 17.- Variación térmica del suelo en función de Cultivo, Evaluación y Cultivo × Evaluación durante la Fase 2.

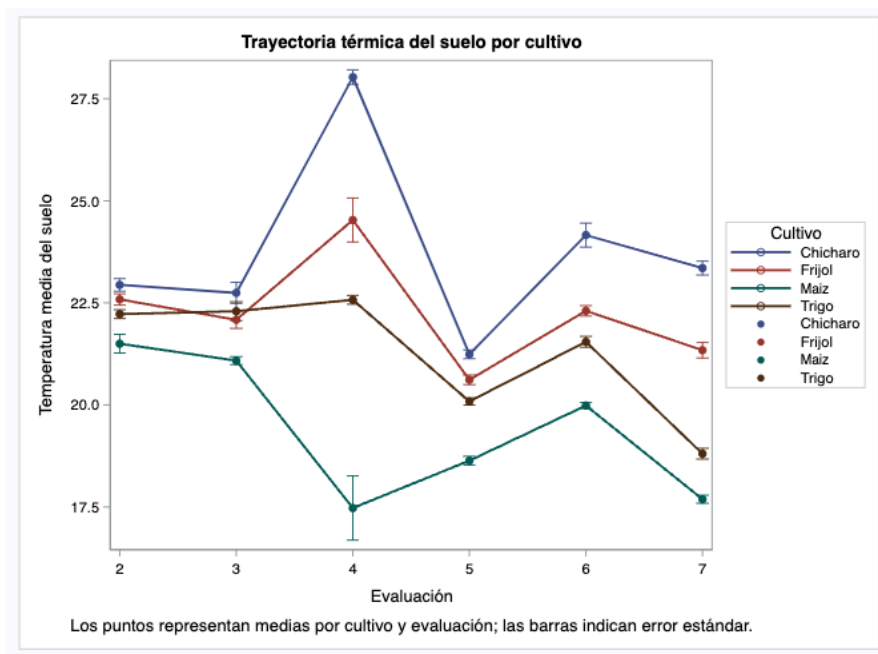
Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados tipo III	Cuadrado medio	F	p
Cultivo	3	1196.976333	398.992111	320.46	<0.0001
Evaluación	5	566.748417	113.349683	91.04	<0.0001
Cultivo × Evaluación	15	662.952917	44.196861	35.50	<0.0001
Error	456	567.742000	1.245048	—	—
Modelo	23	2426.677667	105.507725	84.74	<0.0001
R ²	—	—	—	0.810400	—

Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 17 muestra que la temperatura fue la variable con mayor sensibilidad a la estructura experimental, ya que todos los efectos fueron altamente significativos y el modelo explicó 81.04 % de la variación observada. Esta respuesta coincide con el MANOVA, donde la temperatura presentó el mayor peso en las primeras raíces canónicas, consolidándose como el componente principal de diferenciación fisicoquímica durante la Fase 2; esta dominancia es congruente con la evidencia reciente sobre la función del microbioma del suelo, la interacción planta–ambiente y la respuesta de cultivos bajo condiciones edáficas contrastantes (Chauhan et al., 2023; Huo et al., 2024; Trivedi et al., 2020).

La gráfica de interacción térmica permite observar la magnitud y dirección de las diferencias entre cultivos a través de las evaluaciones. Esta lectura es necesaria porque la significancia de Cultivo × Evaluación indica que las diferencias térmicas no fueron constantes en el tiempo, sino dependientes de la combinación específica entre especie y evaluación; este patrón puede relacionarse con diferencias de cobertura vegetal inicial, arquitectura radical, transpiración y modificación del microambiente edáfico por cada cultivo (Chauhan et al., 2023; Huo et al., 2024; Trivedi et al., 2020).

Figura.-11.- Trayectoria térmica del suelo por cultivo durante la Fase 2.



La Figura 11 muestra una separación clara entre cultivos, con valores más altos en chícharo, particularmente durante la evaluación 4, y valores más bajos en maíz en varias evaluaciones. Esta configuración visual respalda la significancia de Cultivo y Cultivo × Evaluación, además de explicar por qué la temperatura presentó el mayor peso en la separación multivariada del sistema edáfico; desde una perspectiva funcional, el patrón térmico puede modificar actividad microbiana, transformación de nutrientes y respuesta inicial de la planta (Chauhan et al., 2023; Huo et al., 2024; Trivedi et al., 2020).

7.2.1.7. Gradiente térmico medio entre cultivos durante la Fase 2

El gradiente térmico medio entre cultivos fue marcado y estadísticamente consistente. Chícharo presentó la media ajustada más alta con 23.7433 °C, seguido de frijol con 22.2433 °C, trigo con 21.2550 °C y maíz con 19.3950 °C. Las comparaciones por pares fueron significativas entre todos los cultivos, con $p < 0.0001$, lo que confirma una separación térmica clara entre especies. Esta respuesta puede reflejar diferencias en cobertura inicial, interacción raíz-suelo, transpiración y modificación del microambiente superficial, procesos que afectan la temperatura edáfica y la función microbiana asociada al cultivo (Chauhan et al., 2023; Huo et al., 2024; Trivedi et al., 2020).

Tabla 18.- Gradiente térmico medio del suelo entre cultivos durante la Fase 2..

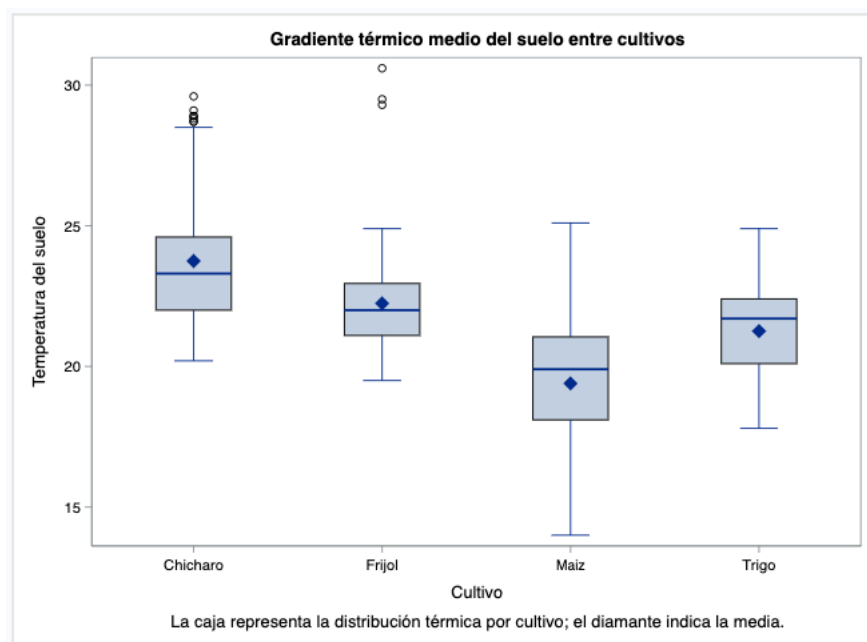
Cultivo	Temperatura media ajustada (°C)	Error estándar	Tukey $\alpha = 0.05$
Chícharo	23.743333	0.10186	A
Frijol	22.243333	0.10186	B
Trigo	21.255000	0.10186	C
Maíz	19.395000	0.10186	D

Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 18 define un gradiente térmico descendente y estadísticamente ordenado: chícharo > frijol > trigo > maíz. La separación completa de letras indica que cada cultivo generó una condición térmica media distinta, lo que diferencia a la temperatura de las otras variables fisicoquímicas evaluadas. Esta separación térmica tiene sentido agronómico porque la temperatura del suelo regula la actividad microbiana, el establecimiento inicial de la planta y la dinámica del sistema suelo-raíz, por lo que diferencias térmicas entre cultivos pueden modificar la intensidad de los procesos asociados a bioestimulación inicial (Chauhan et al., 2023; Huo et al., 2024; Trivedi et al., 2020).

La visualización del gradiente térmico medio permite dimensionar la amplitud de la separación entre cultivos. Esta lectura gráfica es importante porque, a diferencia de pH y CE, la temperatura mostró diferencias significativas en todas las comparaciones por pares, generando un patrón térmico claramente jerarquizado entre especies y compatible con una mayor contribución de esta variable a la diferenciación multivariada del sistema edáfico (Chauhan et al., 2023; Huo et al., 2024; Trivedi et al., 2020).

Figura.-12.- Gradiente térmico medio del suelo entre cultivos durante la Fase 2.



Fuente: SAS® Studio 2026.

La Figura 12 muestra una separación visual amplia entre las medias térmicas de los cultivos, con un gradiente descendente de chícharo a maíz. Esta configuración coincide con las comparaciones múltiples y confirma que la temperatura fue el indicador fisicoquímico con mayor capacidad de diferenciación entre especies durante la Fase 2, lo que respalda su papel central en la interpretación del ambiente edáfico y de la posible respuesta microbiana asociada al cultivo (Chauhan et al., 2023; Huo et al., 2024; Trivedi et al., 2020).

7.2.2. Integración multivariada de las condiciones fisicoquímicas del suelo con la bioestimulación inicial de los cultivos

La integración de pH, CE y temperatura con altura de planta y número de hojas permite interpretar la Fase 2 como un sistema acoplado entre ambiente edáfico y crecimiento inicial. El pH define la reacción química del suelo, la CE describe la concentración relativa de sales solubles y la temperatura representa el régimen físico donde se desarrollan los procesos rizosféricos. Al relacionarse con altura de planta y número de hojas, estas variables permiten vincular la condición del suelo con la expresión morfológica temprana de los cultivos bajo bioestimulación con microorganismos benéficos encapsulados

(Etesami & Glick, 2020; Gong et al., 2025; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

La relación suelo-planta se fundamenta en que los microorganismos benéficos encapsulados pueden modificar el microambiente radical mediante producción de metabolitos, cambios en la solubilización de nutrientes, regulación del crecimiento vegetal y liberación gradual de compuestos activos desde la matriz de encapsulación. En este contexto, la altura de planta y el número de hojas funcionan como indicadores tempranos de vigor, mientras que pH, CE y temperatura definen el entorno edáfico donde ocurre la interacción microorganismo-raíz (Etesami & Glick, 2020; Gong et al., 2025; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

Tabla 19.- Estructura de integración entre indicadores edáficos y respuestas morfológicas de bioestimulación inicial.

Componente del sistema	Variable integrada	Unidad o escala	Función dentro del análisis
Condición química del suelo	pH	Unidades de pH	Reacción del suelo asociada con disponibilidad nutrimental
Condición iónica del suelo	Conductividad eléctrica	Según registro instrumental	Concentración relativa de sales solubles en el ambiente edáfico
Condición física del suelo	Temperatura	°C	Régimen térmico del suelo durante el establecimiento vegetal
Respuesta morfológica inicial	Altura de planta	Según medición experimental	Crecimiento longitudinal temprano
Respuesta morfológica inicial	Número de hojas	Conteo por planta	Desarrollo vegetativo inicial

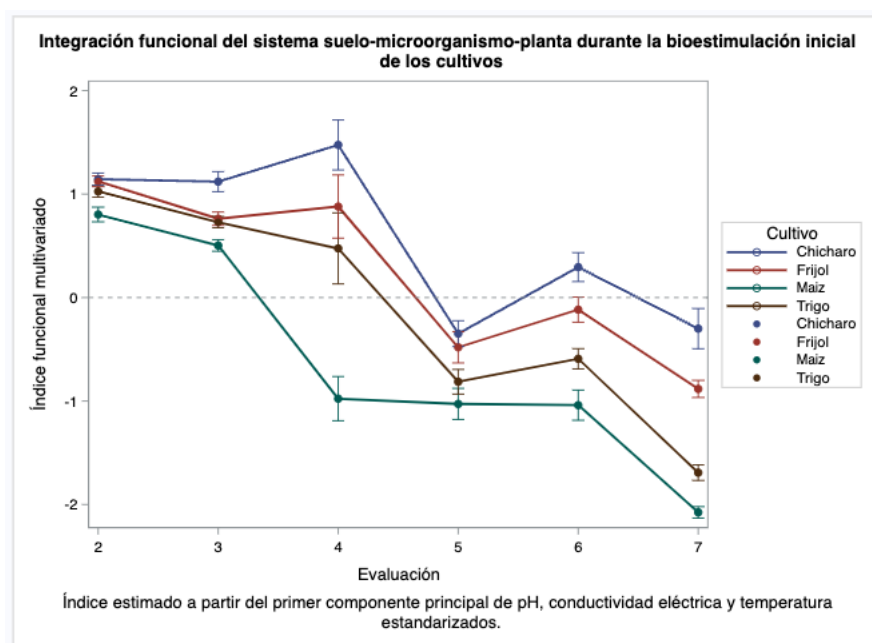
Fuente: SAS® Studio 2026.

La Tabla 19 integra las variables que explican la conexión entre condición edáfica y crecimiento inicial. pH, CE y temperatura forman el núcleo fisicoquímico del suelo,

mientras que altura de planta y número de hojas representan la expresión morfológica temprana de los cultivos. Esta organización permite interpretar la bioestimulación inicial como una respuesta funcional dependiente del microambiente radical, la actividad microbiana, la disponibilidad nutrimental y la capacidad de cada especie para expresar crecimiento bajo condiciones edáficas diferenciadas (Etesami & Glick, 2020; Gong et al., 2025; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

La representación del sistema suelo–microorganismo–planta permite visualizar la relación funcional entre las variables fisicoquímicas del suelo y la respuesta morfológica inicial. Esta lectura gráfica es pertinente porque la bioestimulación vegetal ocurre dentro de una red de procesos que involucra actividad microbiana, disponibilidad nutrimental, condición térmica, ambiente iónico y desarrollo vegetativo temprano (Chauhan et al., 2023; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

Figura.-13.- Integración funcional del sistema suelo–microorganismo–planta durante la bioestimulación inicial de los cultivos.



Fuente: SAS® Studio 2026.

La Figura 13 muestra que pH, CE y temperatura forman el componente edáfico de la respuesta, mientras que altura de planta y número de hojas representan la expresión morfológica temprana de los cultivos. Esta integración permite interpretar la Fase 2 como

un sistema acoplado, donde la respuesta de bioestimulación depende de la interacción entre condiciones fisicoquímicas del suelo, actividad microbiana y crecimiento inicial de chícharo, frijol, maíz y trigo (Etesami & Glick, 2020; Gong et al., 2025; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

VIII.- CONCLUSIONES

La encapsulación de microorganismos benéficos modificó significativamente la condición fisicoquímica del suelo desde la Fase 1, con una respuesta jerarquizada entre variables. El pH fue el indicador más sensible al tratamiento, con $R^2 = 0.9160$, $F = 48.46$ y $p < 0.0001$; la temperatura ocupó una posición intermedia, con $R^2 = 0.6628$, $F = 8.74$ y $p < 0.0001$; mientras que la conductividad eléctrica (CE) presentó una respuesta significativa, pero de menor magnitud explicativa, con $R^2 = 0.3377$, $F = 2.27$ y $p = 0.0371$. Esta estructura permite concluir que el primer efecto detectable de la encapsulación ocurrió sobre la reacción química del suelo, seguido por una respuesta térmica asociada al microambiente edáfico y una modulación iónica más amortiguada (Huo et al., 2024; Gong et al., 2025; Zhang et al., 2021).

El pH del suelo constituyó la variable de mayor valor diagnóstico para interpretar la respuesta inicial del sistema suelo–microorganismo. La separación de medias mediante Tukey mostró tres grupos estadísticos definidos, con 30mIS2R1 y muest5R2 como los tratamientos de mayor pH, ambos con media de 8.2600, frente a un grupo inferior integrado por tratamientos con valores entre 6.9400 y 7.0600. Esta diferenciación confirma que la respuesta química no fue homogénea entre formulaciones, lo que sugiere que la dosis, el tipo de suelo, la matriz encapsulante y la liberación microbiana pudieron modificar de forma diferencial la concentración de protones, la actividad metabólica localizada y la condición química de la solución edáfica (Huo et al., 2024; Zhang et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

La CE respondió al tratamiento como una señal global del sistema, aunque sin separación individual entre medias bajo la prueba de Duncan. Todas las medias compartieron el grupo estadístico “a”, a pesar de que el análisis de varianza detectó efecto significativo. Esta conclusión es relevante porque delimita el alcance del resultado: la encapsulación modificó la dinámica iónica general del suelo, pero las diferencias entre tratamientos fueron estrechas y quedaron condicionadas por procesos de adsorción, solubilización, redistribución de sales, humedad y capacidad amortiguadora del sustrato. Por tanto, la CE debe interpretarse como una variable secundaria de respuesta edáfica, más dependiente del contexto físico-químico del medio que de una separación amplia entre formulaciones (Huo et al., 2024; Gong et al., 2025; Zhang et al., 2021).

La temperatura mostró una respuesta estadística consistente durante la Fase 1, con bajo error residual y separación gradual entre tratamientos. TESTIR1 presentó la media térmica

más alta, con 23.2640 °C, mientras que moest5R1 registró el valor más bajo, con 22.7100 °C; la diferencia entre ambos extremos superó el valor crítico de Tukey. Esta respuesta permite concluir que la temperatura funcionó como un indicador físico-biológico sensible al tratamiento, probablemente asociado con actividad respiratoria microbiana, transformación de compuestos orgánicos, humedad, transferencia de calor y estabilidad del microambiente generado por la matriz encapsulante (Wang et al., 2023; Zhang et al., 2022; Huo et al., 2024).

En la Fase 2, el análisis multivariado confirmó que el sistema suelo–microorganismo–planta se estructuró por efecto de Cultivo, Evaluación y Cultivo × Evaluación. Los cuatro criterios multivariados fueron significativos para los tres efectos, lo que demuestra que pH, CE y temperatura no respondieron como variables aisladas, sino como componentes acoplados del ambiente edáfico durante el establecimiento inicial de chícharo, frijol, maíz y trigo. La mayor concentración de la variación multivariada en las primeras raíces canónicas, particularmente dominadas por temperatura, permite concluir que el régimen térmico fue el eje principal de diferenciación fisicoquímica durante la Fase 2, con pH y CE como componentes complementarios de la respuesta química e iónica (Chauhan et al., 2023; Huo et al., 2024; Trivedi et al., 2020).

El pH durante la Fase 2 mostró una dinámica principalmente temporal. El modelo fue significativo, con $F = 13.54$, $p < 0.0001$ y $R^2 = 0.405848$; sin embargo, el efecto de Evaluación tuvo mayor peso que Cultivo, mientras que Cultivo × Evaluación no fue significativo. Esta estructura permite concluir que el cambio del pH respondió sobre todo al avance del seguimiento experimental, más que a trayectorias particulares de cada especie. La comparación entre cultivos mostró una separación puntual, donde maíz presentó la media ajustada más alta y chícharo la más baja, con diferencia significativa solo entre ambos, lo que confirma una diferenciación química moderada entre especies (Chauhan et al., 2023; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

La CE de la Fase 2 presentó una respuesta temporal e interactiva, pero con baja capacidad explicativa global. El modelo fue significativo, con $F = 3.29$, $p < 0.0001$ y $R^2 = 0.142374$; Cultivo no fue significativo, mientras que Evaluación y Cultivo × Evaluación sí lo fueron. Esta combinación permite concluir que la concentración iónica del suelo varió según el momento de evaluación y la combinación específica cultivo–tiempo, sin generar una jerarquía estable entre especies. La CE, por tanto, refleja una respuesta dinámica del sistema suelo–raíz, dependiente de fluctuaciones temporales, actividad microbiana,

absorción radical y cambios en la disponibilidad de iones solubles (Etesami & Glick, 2020; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021).

La temperatura fue la variable fisicoquímica con mayor capacidad de diferenciación durante la Fase 2. El modelo explicó 81.04 % de la variación observada, con $F = 84.74$ y $p < 0.0001$, y todos los efectos fueron altamente significativos. Las medias ajustadas definieron un gradiente térmico completamente separado entre cultivos, con el orden chícharo > frijol > trigo > maíz. Esta conclusión es central para la interpretación del sistema, porque indica que cada cultivo generó una condición térmica edáfica propia durante el establecimiento inicial, posiblemente asociada con diferencias en cobertura vegetal, arquitectura radical, transpiración, humedad del sustrato y modificación del microambiente superficial (Chauhan et al., 2023; Huo et al., 2024; Trivedi et al., 2020).

La integración entre pH, CE, temperatura, altura de planta y número de hojas permite concluir que la bioestimulación inicial debe interpretarse como una respuesta funcional del sistema suelo–microorganismo–planta, más que como un efecto aislado del inoculante sobre una sola variable. Las condiciones fisicoquímicas del suelo definieron el ambiente donde ocurrió la respuesta morfológica temprana, mientras que altura de planta y número de hojas expresaron la capacidad de cada cultivo para traducir ese ambiente en crecimiento inicial. Bajo esta lectura, los microorganismos benéficos encapsulados actuaron como moduladores del microambiente edáfico, con efectos detectables sobre reacción química, condición iónica, régimen térmico y respuesta vegetativa temprana (Etesami & Glick, 2020; Gong et al., 2025; Huo et al., 2024; Santoyo et al., 2021; Trivedi et al., 2020).

Los resultados permiten sostener que el monitoreo con sensores fue adecuado para detectar respuestas tempranas del suelo ante la aplicación de microorganismos benéficos encapsulados. La lectura más sólida del estudio se concentra en la jerarquía pH–temperatura–CE durante la Fase 1 y en la dominancia de la temperatura como eje multivariado durante la Fase 2. El alcance técnico del trabajo radica en demostrar que la encapsulación microbiana puede modificar el ambiente edáfico de forma medible y que dicha modificación adquiere mayor sentido cuando se interpreta junto con el cultivo, el tiempo de evaluación y los indicadores morfológicos de crecimiento inicial (Delgado-Baquerizo et al., 2020; Huo et al., 2024; Gong et al., 2025; Trivedi et al., 2020).

IX.- REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Adjei, M. O., Fan, X., He, F., Zhang, Y., & Zhang, Y. (2025). The mechanisms of *Bacillus subtilis* as a plant-beneficial bacterium. *Microorganisms*, 13(12), 2823. <https://doi.org/10.3390/microorganisms13122823>
- Aguiar, S., & Barros, E. (2023). A soil pH sensor and a based on time-series prediction IoT system for agriculture. En *2023 XIII Brazilian Symposium on Computing Systems Engineering (SBESC)* (pp. 1–6). IEEE. <https://doi.org/10.1109/SBESC60926.2023.10324263>
- Ali, M., Ahmed, T., Wu, W., Hossain, A., Hafeez, R., Islam, M. S., Wang, X., & Luo, X. (2023). Application of polysaccharides for the encapsulation of beneficial microorganisms: A review. *International Journal of Biological Macromolecules*, 253, 127236. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.127236>
- Ali, M., Cybulska, J., Frąc, M., & Zdunek, A. (2023). Application of polysaccharides for the encapsulation of beneficial microorganisms for agricultural purposes: A review. *International Journal of Biological Macromolecules*, 253, 125366. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.125366>
- Alzate Zuluaga, M. Y., Fattorini, R., Cesco, S., & Pii, Y. (2024). Plant-microbe interactions in the rhizosphere for smarter and more sustainable crop fertilization: The case of PGPR-based biofertilizers. *Frontiers in Microbiology*, 15, 1440978. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1440978>
- Azarbad, H., Tremblay, J., Yergeau, E., & Hijri, M. (2024). Biological and experimental factors that define the performance of microbial inoculants for plant growth promotion: A meta-analysis. *ISME Communications*, 4(1), ycae146. <https://doi.org/10.1093/ismeco/ycae146>
- Backer, R., Rokem, J. S., Ilangumaran, G., Lamont, J., Praslickova, D., Ricci, E., Subramanian, S., & Smith, D. L. (2018). Plant growth-promoting rhizobacteria: Context, mechanisms of action, and roadmap to commercialization of biostimulants for sustainable agriculture. *Frontiers in Plant Science*, 9, 1473.
- Bakki, M., Santoyo, G., Kabbage, M., & Barka, E. A. (2024). Phosphate-solubilizing *Pseudomonas* and *Bacillus* strains adapted to rhizosphere conditions

- improve tomato growth and phosphorus nutrition. *Frontiers in Microbiology*, 15, 1289466. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1289466>
- Balleux, G., Fanuel, M., D'Aes, J., Leclère, V., Masschelein, J., Jacques, P., & Ongena, M. (2025). *Bacillus* lipopeptides as key players in rhizosphere ecological interactions. *Trends in Microbiology*, 33(1), 44–56. <https://doi.org/10.1016/j.tim.2024.07.009>
- Baloch, F. B., Zeng, N., Gong, H., Zhang, Z., Zhang, N., Baloch, S. B., Ali, S., & Li, B. (2024). Rhizobacterial volatile organic compounds: Implications for agricultural ecosystems' nutrient cycling and soil health. *Heliyon*, 10(23), e40522. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.e40522>
- Beltrán-Medina, I., Romero-Perdomo, F., Estrada-Bonilla, G., Santos-Torres, M., Bonilla, R. R., & Uribe-Vélez, D. (2023). Inoculation of phosphate-solubilizing bacteria improves soil phosphorus mobilization and maize productivity. *Nutrient Cycling in Agroecosystems*, 126, 21–34. <https://doi.org/10.1007/s10705-023-10268-y>
- Bhat, M. A., Mishra, A. K., Jan, S., Bhat, M. A., Kamal, M. A., Rahman, S., Shah, A. A., & Jan, A. T. (2023). Plant growth promoting rhizobacteria in plant health: A perspective study of the underground interaction. *Plants*, 12(3), 629. <https://doi.org/10.3390/plants12030629>
- Biswas, D., Das, S., Dey, P., & Mandal, S. (2024). Plant growth promoting rhizobacteria (PGPR): Reports on sustainable agriculture. *International Journal of Microbiology*, 2024, 8173024. <https://doi.org/10.1155/2024/8173024>
- Boukhatem, Z. F., Merabet, C., & Tsaki, H. (2022). Plant growth promoting actinobacteria, the most promising candidates as bioinoculants? *Frontiers in Agronomy*, 4, 849911. <https://doi.org/10.3389/fagro.2022.849911>
- Brady, N. C., & Weil, R. R. (2017). *The nature and properties of soils* (15th ed.). Pearson.
- Camacho-Rodríguez, M., Ruíz-Sánchez, E., López-López, A., & Pérez-Gutiérrez, A. (2022). Effect of plant growth-promoting rhizobacteria on the growth and yield of habanero pepper. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 13(10), 185–197. <https://doi.org/10.29312/remexca.v13i10.3036>

- Chauhan, P., Sharma, N., Tapwal, A., Kumar, A., Verma, G. S., Meena, M., & Kumar, S. (2023). Soil microbiome: Diversity, benefits and interactions with plants. *Sustainability*, 15(19), 14643. <https://doi.org/10.3390/su151914643>
- Chen, Q., Liu, Y., Zhang, X., Wang, J., Li, H., Zhang, Y., & Wang, X. (2024). Mechanisms and impact of rhizosphere microbial metabolites on crop health and quality. *Molecules*, 29(24), 5922. <https://doi.org/10.3390/molecules29245922>
- Chieb, M., Gachomo, E. W., & Kotchoni, S. O. (2023). The role of plant growth promoting rhizobacteria in plant drought stress responses. *BMC Plant Biology*, 23, 407. <https://doi.org/10.1186/s12870-023-04403-8>
- Colin, C., Heuls, M., Follain, N., & Salas, C. (2024). Encapsulation in alginate hydrogels and controlled release: A review. *Polymers*, 16(11), 1523. <https://doi.org/10.3390/polym16111523>
- Comegna, A., Coppola, A., Dragonetti, G., Sommella, A., Basile, A., & Severino, G. (2024). Development and application of an IoT-based system for soil water monitoring in agroecosystems. *Sensors*, 24(9), 2850. <https://doi.org/10.3390/s24092850>
- da Cunha, I. C. M., da Silva, A. V. R., Boleta, E. H. M., Pellegrinetti, T. A., Zagatto, L. F. G., Zagatto, S. S. S., Chaves, M. G., Mendes, R., Patreze, C. M., Tsai, S. M., & Mendes, L. W. (2024). The interplay between the inoculation of plant growth-promoting rhizobacteria and the rhizosphere microbiome and their impact on plant phenotype. *Microbiological Research*, 283, 127706. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2024.127706>
- Daunoras, J., Kačergius, A., & Gudiukaite, R. (2024). Role of soil microbiota enzymes in soil health and activity changes depending on climate change and the type of soil ecosystem. *Biology*, 13(2), 85. <https://doi.org/10.3390/biology13020085>
- de Andrade, L. A., Santos, C. H. B., Frezarin, E. T., Sales, L. R., & Rigobelo, E. C. (2023). Plant growth-promoting rhizobacteria for sustainable agricultural production. *Microorganisms*, 11(4), 1088. <https://doi.org/10.3390/microorganisms11041088>

- Delgado-Baquerizo, M., Reich, P. B., Trivedi, C., Eldridge, D. J., Abades, S., Alfaro, F. D., Bastida, F., Berhe, A. A., Cutler, N. A., Gallardo, A., García-Velázquez, L., Hart, S. C., Hayes, P. E., He, J.-Z., Hseu, Z.-Y., Hu, H.-W., Kirchmair, M., Neuhauser, S., Pérez, C. A., Reed, S. C., Santos, F., Sullivan, B. W., Trivedi, P., Wang, J.-T., Weber-Grullon, L., Williams, M. A., & Singh, B. K. (2020). Multiple elements of soil biodiversity drive ecosystem functions across biomes. *Nature Ecology & Evolution*, 4, 210–220. <https://doi.org/10.1038/s41559-019-1084-y>
- Dong, L., Li, S., Zhao, Y., Zhu, Y., & He, X. (2022). Surfactin and fengycin contribute differentially to the biocontrol of cotton verticillium wilt by *Bacillus subtilis* NCD-2. *Biological Control*, 174, 105029. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2022.105029>
- Dovzhenko, A. P., Dovzhenko, V. I., Shabanova, T. A., & Sadykov, R. A. (2024). Recent progress in the development of encapsulated controlled-release fertilizers: A review. *Heliyon*, 10(12), e32997. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.e32997>
- Etesami, H., & Glick, B. R. (2020). Halotolerant plant growth-promoting bacteria: Prospects for alleviating salinity stress in plants. *Environmental and Experimental Botany*, 178, 104124. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2020.104124>
- Fadiji, A. E., Babalola, O. O., & Santoyo, G. (2024). Formulation challenges associated with microbial biofertilizers in sustainable agriculture and environmental management. *Journal of Sustainable Agriculture and Environment*, 3(4), e70006. <https://doi.org/10.1002/sae2.70006>
- Feng, Q., Luo, Y., Liang, M., Cao, Y., Wang, L., Liu, C., Zhang, X., Ren, L., Wang, Y., Wang, D., Zhu, Y., Zhang, Y., Xiao, B., & Li, N. (2025). Rhizobacteria protective hydrogel to promote plant growth and adaption to acidic soil. *Nature Communications*, 16, 1684. <https://doi.org/10.1038/s41467-025-56988-3>
- Gong, M., He, J., Kong, M., Huo, Q., Jiang, Y., Song, J., Han, W., & Lv, G. (2023). A microencapsulation approach to design microbial seed coatings to boost wheat seed germination and seedling growth under salt stress. *Frontiers in Plant Science*, 14, 1283590. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1283590>
- Gong, M., Zheng, M., Li, X., Li, Y., Qiao, Z., Ren, Y., & Lv, G. (2025). A microbial microencapsulation design of seed coating technology to boost wheat seed

- performance in saline soil. *Chemical and Biological Technologies in Agriculture*, 12, 97. <https://doi.org/10.1186/s40538-025-00818-7>
- Hakim, S., Naqqash, T., Nawaz, M. S., Laraib, I., Siddique, M. J., Zia, R., Mirza, M. S., & Imran, A. (2021). Rhizosphere engineering with plant growth-promoting microorganisms for agriculture and ecological sustainability. *Frontiers in Sustainable Food Systems*, 5, 617157. <https://doi.org/10.3389/fsufs.2021.617157>
- Huo, Q., Gong, M., Jiang, Y., Yang, X., Kong, M., He, J., Zhang, Q., Song, J., Li, X., & Lv, G. (2024). Microencapsulated microbial seed coating could improve soil environment and maize grain yield in saline soil. *Plants*, 13(22), 3139. <https://doi.org/10.3390/plants13223139>
- Isabel, J. B., Ramesh, T., Sridevi, G., & Prabavathy, V. R. (2024). Chitosan-encapsulated microbial biofertilizer: A sustainable solution for enhancing tomato crop yield and soil fertility. *International Journal of Biological Macromolecules*, 265, 130917. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2024.130917>
- Jan, F. J., Arshad, H. A., Ahad, M., Jamal, A. A., & Smith, D. L. (2023). In vitro assessment of *Bacillus subtilis* FJ3 affirms its biocontrol and plant growth promoting potential. *Frontiers in Plant Science*, 14, 1205894. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1205894>
- Johnson, R. A., & Wichern, D. W. (2019). *Applied multivariate statistical analysis* (6th ed.). Pearson.
- Khoso, M. A., Wagan, S., Alam, I., Hussain, A., Ali, Q., Saha, S., Poudel, T. R., Manghwar, H., & Liu, F. (2024). Impact of plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR) on plant nutrition and root characteristics: Current perspective. *Plant Stress*, 11, 100341. <https://doi.org/10.1016/j.stress.2023.100341>
- Kim, H. N., Park, J. H., Lee, S. G., & Kim, P. J. (2024). Monitoring of soil electrical conductivity for the prediction of soil nutrient regime under greenhouse conditions. *Applied Biological Chemistry*, 67, 5. <https://doi.org/10.1186/s13765-023-00849-4>
- Lawrencia, D., Wong, S. K., Low, D. Y. S., Goh, B. H., Goh, J. K., Ruktanonchai, U. R., Soottitantawat, A., Lee, L. H., & Tang, S. Y. (2021). Controlled release fertilizers: A

- review on coating materials and mechanism of release. *Plants*, 10(2), 238. <https://doi.org/10.3390/plants10020238>
- Mansoor, S., Wani, O. A., Lone, J. K., Manhas, S., Kour, N., Alam, P., Ahmad, A., & Ahmad, P. (2025). Integration of smart sensors and IoT in precision agriculture: Trends, challenges and prospects. *Frontiers in Plant Science*, 16, 1587869. <https://doi.org/10.3389/fpls.2025.1587869>
- Markelova, N., Popova, L., Baranova, A., & Shchiparev, S. (2025). Antimicrobial activity of *Bacillus* cyclic lipopeptides and their role in plant protection. *International Journal of Molecular Sciences*, 26(1), 336. <https://doi.org/10.3390/ijms26010336>
- Mo, Y., Bier, R., Li, X., Daniels, M., Smith, A., Yu, L., & Kan, J. (2024). Agricultural practices influence soil microbiome assembly and interactions at different depths identified by machine learning. *Communications Biology*, 7, 1349. <https://doi.org/10.1038/s42003-024-07059-8>
- Montgomery, D. C. (2020). *Design and analysis of experiments* (10th ed.). Wiley.
- Muneer, M. A., Hou, W., Li, J., Huang, X., Kayani, M. u. R., Cai, Y., Yang, W., Wu, L., Ji, B., & Zheng, C. (2022). Soil pH: A key edaphic factor regulating distribution and functions of bacterial community along vertical soil profiles in red soil of pomelo orchard. *BMC Microbiology*, 22, 38. <https://doi.org/10.1186/s12866-022-02452-x>
- Nam, J. H., Thibodeau, A., Qian, Y. L., Qian, M. C., & Park, S. H. (2023). Multidisciplinary evaluation of plant growth promoting rhizobacteria on soil microbiome and strawberry quality. *AMB Express*, 13, 49. <https://doi.org/10.1186/s13568-023-01524-z>
- O'Callaghan, M. (2022). Microbial inoculation of seed for improved crop performance: Issues and opportunities. *Soil Use and Management*, 38(1), 3–11. <https://doi.org/10.1111/sum.12811>
- Orozco-Mosqueda, M. d. C., Flores, A., Rojas-Sánchez, B., Urtis-Flores, C. A., Morales-Cedeño, L. R., Valencia-Marin, M. F., Chávez-Avila, S., Rojas-Solis, D., & Santoyo, G. (2021). Plant growth-promoting bacteria as bioinoculants: Attributes and challenges for sustainable crop improvement. *Agronomy*, 11(6), 1167. <https://doi.org/10.3390/agronomy11061167>

- Pan, L., Cai, B., Phan, C. T. T., & Liu, L. (2023). Phosphate-solubilizing bacteria: Advances in their physiology, molecular mechanisms and microbial community effects. *Microorganisms*, 11(12), 2904. <https://doi.org/10.3390/microorganisms11122904>
- Pantigoso, H. A., Manter, D. K., & Vivanco, J. M. (2022). The rhizosphere microbiome: Plant–microbial interactions for resource acquisition. *Journal of Applied Microbiology*, 132(4), 2864–2876. <https://doi.org/10.1111/jam.15686>
- Papin, M., Bailly, A., Martins, J. M. F., & Philippot, L. (2024). Survival of a microbial inoculant in soil after recurrent applications to maize. *Scientific Reports*, 14, 4561. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-54069-x>
- Pascoal, D., Gaspar, P. D., Lima, T. M., Silva, P. D., & Nunes, L. J. R. (2024). A technical survey on practical applications and guidelines for IoT-capable sensors in precision viticulture. *Scientific Reports*, 14, 29739. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-80924-y>
- Pereira, J. F., Glick, B. R., & Santoyo, G. (2023). Perspectives on the use of biopolymeric matrices as carriers for plant-growth promoting bacteria in agricultural systems. *Biology*, 12(2), 274. <https://doi.org/10.3390/biology12020274>
- Qu, R., Han, G., Ma, X., Liu, Y., Zhang, Y., & Wang, J. (2023). Soil temperature, microbial biomass and enzyme activity are key factors controlling soil respiration in the Ziwuling Mountains of the Loess Plateau, China. *Frontiers in Microbiology*, 14, 1090817. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1090817>
- Qu, R., Liu, G., Yue, M., Wang, G., Peng, C., Wang, K., & Gao, X. (2023). Soil temperature, microbial biomass and enzyme activity are the critical factors affecting soil respiration in different soil layers in Ziwuling Mountains, China. *Frontiers in Microbiology*, 14, 1105723. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1105723>
- Rojas-Padilla, J., de-Bashan, L. E., Parra-Cota, F. I., Rocha-Estrada, J., & de los Santos-Villalobos, S. (2022). Microencapsulation of *Bacillus* strains for improving wheat (*Triticum turgidum* subsp. *durum*) growth and development. *Plants*, 11(21), 2920. <https://doi.org/10.3390/plants11212920>

- Rojas-Sánchez, B., Guzmán-Guzmán, P., Morales-Cedeño, L. R., Orozco-Mosqueda, M. d. C., Saucedo-Martínez, B. C., Sánchez-Yáñez, J. M., Fadji, A. E., Babalola, O. O., Glick, B. R., & Santoyo, G. (2022). Bioencapsulation of microbial inoculants: Mechanisms, formulation types and application techniques. *Applied Biosciences*, 1(2), 198–220. <https://doi.org/10.3390/applbiosci1020013>
- Saberi Riseh, R., Skorik, Y. A., Thakur, V. K., Moradi Pour, M., Tamanadar, E., & Noghabi, S. S. (2021). Encapsulation of plant biocontrol bacteria with alginate as a main polymer material. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(20), 11165. <https://doi.org/10.3390/ijms222011165>
- Saiyam, D., Dubey, A., Malla, M. A., & Kumar, A. (2024). Lipopeptides from *Bacillus*: Unveiling biotechnological prospects—Sources, properties, and diverse applications. *Brazilian Journal of Microbiology*, 55, 281–295. <https://doi.org/10.1007/s42770-023-01228-3>
- Samantaray, S., Parida, S., & Rout, G. R. (2024). Advances in microbial based bio-inoculum for amelioration of soil health and sustainable crop production. *Journal of Agriculture and Food Research*, 17, 101222. <https://doi.org/10.1016/j.jafr.2024.101222>
- Santoyo, G., Guzmán-Guzmán, P., Parra-Cota, F. I., Santos-Villalobos, S. de los, Orozco-Mosqueda, M. del C., & Glick, B. R. (2021). Plant growth stimulation by microbial consortia. *Agronomy*, 11(2), 219.
- Santoyo, G., Guzmán-Guzmán, P., Parra-Cota, F. I., Santos-Villalobos, S. de los, Orozco-Mosqueda, M. del C., & Glick, B. R. (2021). Rhizosphere colonization determinants by plant growth-promoting rhizobacteria. *Biology*, 10(6), 475. <https://doi.org/10.3390/biology10060475>
- SAS Institute Inc. (2024). *SAS/STAT® user's guide: The GLM procedure*. SAS Institute Inc.
- Singh, P., Kumar, V., Agrawal, S., & Singh, R. (2022). Mechanistic insights and potential use of siderophores producing microbes in rhizosphere for mitigation of stress in plants grown in degraded land. *Frontiers in Microbiology*, 13, 898979. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.898979>

- Solomon, W., Wubshet, M., Abate, D., & Alemu, T. (2024). Unveiling the significance of rhizosphere: Consequences for plant nutrition, soil health and crop productivity. *Plant Physiology and Biochemistry*, 206, 108205. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2023.108205>
- Soussi, A., Biro, A., & Muminov, A. (2024). Smart sensors and smart data for precision agriculture: A review. *Sensors*, 24(8), 2647. <https://doi.org/10.3390/s24082647>
- Srikamwang, C., Onsa, O., Ferrer, C., & Patiño, B. (2023). Role of microbial volatile organic compounds in promoting plant growth and disease resistance in horticultural production. *Plants*, 12(13), 2513. <https://doi.org/10.3390/plants12132513>
- Sritongon, N., Mhuantong, W., Tangphatsornruang, S., & Chantasingh, D. (2023). The combination of multiple plant growth promotion and hydrolytic enzyme production traits increases the plant growth of Jerusalem artichoke. *Scientific Reports*, 13, 6374. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-33099-x>
- Sun, W., Shahrajabian, M. H., & Cheng, Q. (2024). The roles of plant-growth-promoting rhizobacteria (PGPR) in plant growth and stress tolerance. *Microorganisms*, 12(3), 596. <https://doi.org/10.3390/microorganisms12030596>
- Szopa, D., Mielczarek, M., Skrzypczak, D., Izydorczyk, G., Mikula, K., Chojnacka, K., & Witek-Krowiak, A. (2022). Encapsulation efficiency and survival of plant growth-promoting microorganisms in an alginate-based matrix: A systematic review and protocol for a practical approach. *Industrial Crops and Products*, 181, 114846. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2022.114846>
- Taiz, L., Zeiger, E., Møller, I. M., & Murphy, A. (2015). *Plant physiology and development* (6th ed.). Sinauer Associates.
- Thepbandit, W., & Athinuwat, D. (2024). Rhizosphere microorganisms supply availability of soil nutrients and induce plant defense. *Microorganisms*, 12(3), 558. <https://doi.org/10.3390/microorganisms12030558>
- Timofeeva, A. M., Galyamova, M. R., & Sedykh, S. E. (2023). Plant growth-promoting bacteria of soil: Designing of consortia beneficial for crop production. *Microorganisms*, 11(12), 2864. <https://doi.org/10.3390/microorganisms11122864>

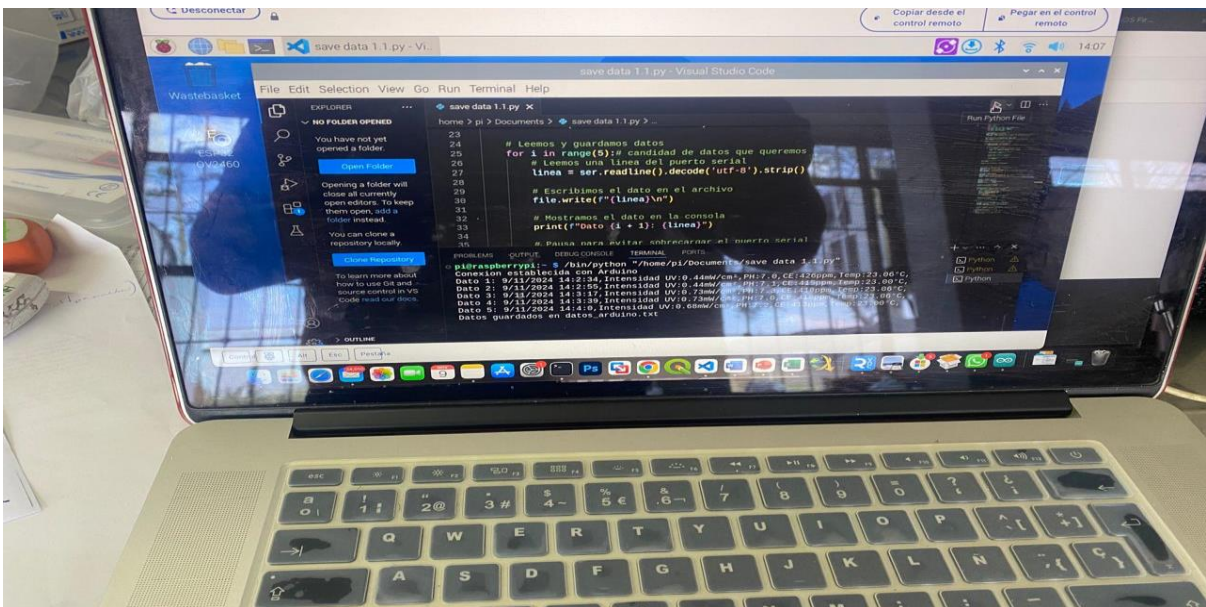
- Timofeeva, A. M., Galyamova, M. R., & Sedykh, S. E. (2023). Plant growth-promoting soil bacteria: Nitrogen fixation, phosphate solubilization, siderophore production, and other biological activities. *Plants*, 12(24), 4074. <https://doi.org/10.3390/plants12244074>
- Tornese, I., Faugno, S., Sannino, M., & Pindozi, S. (2024). Use of probes and sensors in agriculture: Current trends and future perspectives. *AgriEngineering*, 6(4), 4184–4225. <https://doi.org/10.3390/agriengineering6040234>
- Trivedi, P., Leach, J. E., Tringe, S. G., Sa, T., & Singh, B. K. (2020). Plant–microbiome interactions: From community assembly to plant health. *Nature Reviews Microbiology*, 18, 607–621. <https://doi.org/10.1038/s41579-020-0412-1>
- Upadhyay, S. K., Rajput, V. D., Kumari, A., Espinosa-Saiz, D., Menendez, E., Minkina, T., & Mandzhieva, S. (2022). Root exudates: Mechanistic insight of plant growth promoting rhizobacteria for sustainable crop production. *Frontiers in Microbiology*, 13, 916488. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.916488>
- Vassilev, N., Vassileva, M., Martos, V., Garcia del Moral, L. F., Kowalska, J., Tylkowski, B., & Malusá, E. (2020). Formulation of microbial inoculants by encapsulation in natural polysaccharides: Focus on beneficial properties of carrier additives and derivatives. *Frontiers in Plant Science*, 11, 270. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.00270>
- Wagi, S., Schenk, P., Ahmed, A., & Eltanahay, E. (2023). Rhizosphere microbiome engineering of *Triticum aestivum* L. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, 47, e0220141. <https://doi.org/10.36783/18069657rbcs20220141>
- Wang, X., Li, Q., Sui, J., Zhang, J., Liu, Z., Du, J., Xu, R., Zhou, Y., & Liu, X. (2023). Microbial inoculants and soil–plant interactions in sustainable crop production. *Agronomy*, 13, 1514.
- Wang, Y., Wang, S., Yu, K., & Zheng, L. (2025). Surface engineering as a potential strategy to enhance the desiccation tolerance of beneficial bacteria. *Frontiers in Microbiology*, 16, 1576511. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2025.1576511>

- Wang, Z., Wang, Y., Li, Y., Zhang, H., & Li, J. (2024). Insight into farming native microbiome by bioinoculant in crops: Ecological processes and crop performance. *Microbiological Research*, 286, 127780. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2024.127780>
- Yang, L., Zhang, L., Zhang, Y., Zhang, Y., & Wang, J. (2024). Mechanisms of rhizosphere plant–microbe interactions: Molecular insights into microbial colonization. *Frontiers in Plant Science*, 15, 1491495. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1491495>
- Zhang, J., Liu, Y. X., Zhang, N., Hu, B., Jin, T., Xu, H., Qin, Y., Yan, P., Zhang, X., Guo, X., Hui, J., Cao, S., Wang, X., Wang, C., Wang, H., Qu, B., Fan, G., Yuan, L., Garrido-Oter, R., ... Bai, Y. (2021). NRT1.1B is associated with root microbiota composition and nitrogen use in field-grown rice. *Nature Biotechnology*, 37, 676–684.
- Zhang, X., Li, M., Wang, Y., Wang, X., & Zhao, Y. (2024). Advanced technologies of soil moisture monitoring in precision agriculture: A review. *Smart Agricultural Technology*, 9, 100594. <https://doi.org/10.1016/j.atech.2024.100594>
- Zhao, J., Zhu, B., Yang, J., Li, H., & Chen, J. (2024). Effects of simulated warming on soil microbial community diversity and composition in temperate grassland. *Science of the Total Environment*, 908, 168410. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.168410>
- Zou, Q., Tang, M., Ye, X., Liu, X., Yang, X., Li, H., & Wang, J. (2024). The synergistic interaction effect between biochar and plant growth-promoting rhizobacteria on beneficial microbial communities in soil. *Frontiers in Plant Science*, 15, 1501400. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1501400>

X.- ANEXOS



Anexo 1.- Obtencion de datos mediante sensores.



Anexo 2.- Envio de datos .



Anexo 3.- Fertilizacion de tratamientosevaluados .



Anexo 4.- Fertilizacion en suelo alcalino



Anexo 5.- Dosificación de fertilización



Anexo 6.- Toma de datos



Anexo 7.- Toma de datos



Anexo 8.- Preparación de zeolita para inocular con bacterias



Anexo 9.- Zeolita inoculada



Anexo 10.- Dosificación de las bacterias



Anexo 11.- Dosificación de bacterias para aplicación en inoculación de zeolita



Anexo 12.- Codigos sas Fase 1

```

/*                                Ingresar                los                datos                                */
data                                Tratamiento                $                Variable                $                ph_analysis;
    input                                datalines;
TESTIR1                                ph                                7.7
TESTIR1                                ph                                7.6
TESTIR1                                ph                                7.3
TESTIR1                                ph                                7.3
TESTIR1                                ph                                7.3
30mlS2                                ph                                7.8
30mlS2                                ph                                7.7
30mlS2                                ph                                7.7
30mlS2                                ph                                7.5
30mlS2                                ph                                7.6
30mlS2R1                                ph                                8.7
30mlS2R1                                ph                                8.4
30mlS2R1                                ph                                8.0
30mlS2R1                                ph                                8.1
30mlS2R1                                ph                                8.1
15mlS2R2                                ph                                7.0
15mlS2R2                                ph                                7.2
15mlS2R2                                ph                                7.1
15mlS2R2                                ph                                7.0
15mlS2R2                                ph                                6.8
15mlS2R1                                ph                                7.0
15mlS2R1                                ph                                7.1
15mlS2R1                                ph                                7.1
15mlS2R1                                ph                                7.1
15mlS2R1                                ph                                7.0
30mlR1                                ph                                7.1
30mlR1                                ph                                7.1
30mlR1                                ph                                6.9
30mlR1                                ph                                7.1
30mlR1                                ph                                7.0
15mlR2                                ph                                7.2
15mlR2                                ph                                7.0
15mlR2                                ph                                6.9
15mlR2                                ph                                6.9
15mlR2                                ph                                7.0
15mlr11                                ph                                7.1
15mlr11                                ph                                7.0
15mlr11                                ph                                6.9
15mlr11                                ph                                6.9
15mlr11                                ph                                6.8
muest5R2                                ph                                8.4
muest5R2                                ph                                8.3
muest5R2                                ph                                8.2
muest5R2                                ph                                8.2
muest5R2                                ph                                8.2
moest5R1                                ph                                7.7
moest5R1                                ph                                7.3
moest5R1                                ph                                8.0

```

```

moest5R1                                ph                                7.9
moest5R1                                ph                                7.8
;
run;

/*      Verificación      del      número      de      tratamientos      */
proc                                freq                                data=ph_analysis;
    tables      Tratamiento      /                                nocum      nopercent;
run;

/*      Análisis      de      Varianza      */
proc                                glm                                data=ph_analysis;
    class                                Tratamiento;
    model      ph      =      Tratamiento;
    means Tratamiento / tukey lines; /* Tukey lines para mostrar grupos de medias */
run;

/*      Gráfico      de      Medias      */
proc                                sgplot                                data=ph_analysis;
    vbox      ph      /                                category=Tratamiento;
    title      "Distribución      de      pH      por      Tratamiento";
run;
/*      Ingresar      los      datos      */
data                                ce_analysis;
    input      Tratamiento      $                                CE;
    datalines;
TESTIR1                                428
TESTIR1                                426
TESTIR1                                430
TESTIR1                                434
TESTIR1                                428
30mlS2                                430
30mlS2                                430
30mlS2                                424
30mlS2                                426
30mlS2                                428
30mlS2R1                                432
30mlS2R1                                428
30mlS2R1                                424
30mlS2R1                                434
30mlS2R1                                426
15mlS2R2                                430
15mlS2R2                                426
15mlS2R2                                432
15mlS2R2                                426
15mlS2R2                                426
15mlS2R1                                434
15mlS2R1                                428
15mlS2R1                                436
15mlS2R1                                436
15mlS2R1                                432
30mlR1                                430
30mlR1                                430
30mlR1                                436

```

```

30mlR1 430
30mlR1 436
15mlR2 430
15mlR2 430
15mlR2 428
15mlR2 436
15mlR2 432
15mlr11 434
15mlr11 432
15mlr11 430
15mlr11 430
15mlr11 436
muest5R2 430
muest5R2 432
muest5R2 430
muest5R2 428
muest5R2 434
moest5R1 426
moest5R1 428
moest5R1 432
moest5R1 430
moest5R1 428
;
run;

/* Verificar el número de tratamientos */
proc freq data=ce_analysis;
    tables Tratamiento / nocum nopercnt;
run;

/* Análisis de Varianza */
proc glm data=ce_analysis;
    class Tratamiento;
    model CE = Tratamiento;
    means Tratamiento / tukey lines; /* Tukey lines para agrupar tratamientos por
diferencias significativas */
run;

/* Gráfico de Medias */
proc sgplot data=ce_analysis;
    vbox CE / category=Tratamiento;
    title "Distribución de CE por Tratamiento";
run;
ANALISIS CON DUNCAN

* Ingresar los datos */
data ce_analysis;
    input Tratamiento $ CE;
    datalines;
TESTIR1 428
TESTIR1 426
TESTIR1 430
TESTIR1 434
TESTIR1 428
30mlS2 430

```

30mlS2	430
30mlS2	424
30mlS2	426
30mlS2	428
30mlS2R1	432
30mlS2R1	428
30mlS2R1	424
30mlS2R1	434
30mlS2R1	426
15mlS2R2	430
15mlS2R2	426
15mlS2R2	432
15mlS2R2	426
15mlS2R2	426
15mlS2R1	434
15mlS2R1	428
15mlS2R1	436
15mlS2R1	436
15mlS2R1	432
30mlR1	430
30mlR1	430
30mlR1	436
30mlR1	430
30mlR1	436
15mlR2	430
15mlR2	430
15mlR2	428
15mlR2	436
15mlR2	432
15mlr11	434
15mlr11	432
15mlr11	430
15mlr11	430
15mlr11	436
muest5R2	430
muest5R2	432
muest5R2	430
muest5R2	428
muest5R2	434
moest5R1	426
moest5R1	428
moest5R1	432
moest5R1	430
moest5R1	428
;	
run;	
/* Verificar el número de tratamientos */	
proc	freq data=ce_analysis;
tables	Tratamiento / nocum nopercnt;
run;	
/* Análisis de Varianza */	
proc	glm data=ce_analysis;
class	Tratamiento;
model	CE = Tratamiento;
means Tratamiento / duncan lines; /* Tukey lines para agrupar tratamientos	

```

por                                diferencias                                significativas                                */
run;
/*                                Gráfico                                de                                Medias                                */
proc                                sgplot                                data=ce_analysis;
    vbox                                CE                                /                                category=Tratamiento;
    title                                "Distribución                                de                                CE                                por                                Tratamiento";
run;
/*                                Ingresar                                los                                datos                                */
data                                temp_analysis;
    input                                Tratamiento                                $                                Variable                                $                                Temp;
    datalines;
TESTIR1                                Temp                                23.50
TESTIR1                                Temp                                23.25
TESTIR1                                Temp                                23.19
TESTIR1                                Temp                                23.19
TESTIR1                                Temp                                23.19
30mlS2                                Temp                                22.81
30mlS2                                Temp                                22.75
30mlS2                                Temp                                22.75
30mlS2                                Temp                                22.75
30mlS2                                Temp                                22.75
30mlS2R1                                Temp                                23.31
30mlS2R1                                Temp                                22.94
30mlS2R1                                Temp                                22.94
30mlS2R1                                Temp                                22.94
30mlS2R1                                Temp                                22.87
15mlS2R2                                Temp                                23.00
15mlS2R2                                Temp                                23.00
15mlS2R2                                Temp                                23.00
15mlS2R2                                Temp                                23.00
15mlS2R1                                Temp                                22.69
15mlS2R1                                Temp                                22.81
15mlS2R1                                Temp                                22.81
15mlS2R1                                Temp                                22.75
15mlS2R1                                Temp                                22.75
30mlR1                                Temp                                22.94
30mlR1                                Temp                                23.00
30mlR1                                Temp                                23.00
30mlR1                                Temp                                23.00
30mlR1                                Temp                                23.00
15mlR2                                Temp                                22.75
15mlR2                                Temp                                23.06
15mlR2                                Temp                                23.12
15mlR2                                Temp                                23.19
15mlR2                                Temp                                23.19
15mlr11                                Temp                                22.75
15mlr11                                Temp                                22.81
15mlr11                                Temp                                22.87
15mlr11                                Temp                                22.94
15mlr11                                Temp                                22.87
muest5R2                                Temp                                22.94
muest5R2                                Temp                                22.87
muest5R2                                Temp                                22.94
muest5R2                                Temp                                22.87

```

```

muest5R2                                Temp                                22.94
moest5R1                                Temp                                22.25
moest5R1                                Temp                                22.75
moest5R1                                Temp                                22.81
moest5R1                                Temp                                22.87
moest5R1                                Temp                                22.87
;
run;

```

```

/*      Verificar      el      número      de      tratamientos      */
proc      freq      data=temp_analysis;
    tables      Tratamiento      /      nocum      nopercent;
run;

```

```

/*      Análisis      de      Varianza      */
proc      glm      data=temp_analysis;
    class      Tratamiento;
    model      Temp      =      Tratamiento;
    means      Tratamiento / tukey lines; /* Tukey lines para mostrar grupos de medias */
run;

```

```

/*      Gráfico      de      Medias      */
proc      sgplot      data=temp_analysis;
    vbox      Temp      /      category=Tratamiento;
    title      "Distribución      de      Temperatura      por      Tratamiento";
run;

```

```

/*=====*/
/* FIGURA FINAL                                     */
/* Jerarquia de respuesta del sistema edafico con base en R2      */
/* pH, conductividad electrica y temperatura del suelo            */
/*=====*/

```

```

/*-----*/
/* 1. Integrar las bases originales en formato largo                */
/*-----*/

```

```

data      datos_edaficos_r2;
    length      Variable_Edafica      $35      Tratamiento      $20;
    set      ce_analysis(in=b)      ph_analysis(in=a);
    temp_analysis(in=c);

```

```

    if      a      then      do;
        Variable_Edafica      =      "pH      del      suelo";
        Valor      =      ph;
    end;

```

```

    if      b      then      do;
        Variable_Edafica      =      "Conductividad      electrica";
        Valor      =      CE;
    end;

```

```

    if      c      then      do;

```

```

        Variable_Edafica      =      "Temperatura      del      suelo";
        Valor      =      Temp;
    end;

    keep      Variable_Edafica      Tratamiento      Valor;
run;

/*-----*/
/* 2. Media general por variable edafica */
/*-----*/

proc      means      data=datos_edaficos_r2      noprint;
    class      Variable_Edafica;
    var      Valor;
    output      out=media_general      mean=Media_General;
run;

data      media_general;
    set      media_general;
    if      _TYPE_      =      1;
    keep      Variable_Edafica      Media_General;
run;

/*-----*/
/* 3. Media por tratamiento dentro de cada variable edafica */
/*-----*/

proc      means      data=datos_edaficos_r2      noprint;
    class      Variable_Edafica      Tratamiento;
    var      Valor;
    output      out=media_tratamiento      mean=Media_Tratamiento;
run;

data      media_tratamiento;
    set      media_tratamiento;
    if      _TYPE_      =      3;
    keep      Variable_Edafica      Tratamiento      Media_Tratamiento;
run;

/*-----*/
/* 4. Suma de cuadrados total */
/*-----*/

proc      sort      data=datos_edaficos_r2;
    by      Variable_Edafica;
run;

proc      sort      data=media_general;
    by      Variable_Edafica;
run;

data      base_sct;

```

```

merge          datos_edaficos_r2          media_general;
by
SCT_Parcial    =          (Valor          -          Variable_Edafica;
run;          Media_General)**2;

proc          means          data=base_sct          noprint;
class          Variable_Edafica;
var          SCT_Parcial;
output          out=sct          sum=SS_Total;
run;

data          sct;
set          sct;
if          _TYPE_          =          1;
keep          Variable_Edafica          SS_Total;
run;

/*-----*/
/* 5. Suma de cuadrados del error */
/*-----*/

proc          sort          data=datos_edaficos_r2;
by          Variable_Edafica          Tratamiento;
run;

proc          sort          data=media_tratamiento;
by          Variable_Edafica          Tratamiento;
run;

data          base_sce;
merge          datos_edaficos_r2          media_tratamiento;
by          Variable_Edafica          Tratamiento;
SCE_Parcial    =          (Valor          -          Media_Tratamiento)**2;
run;

proc          means          data=base_sce          noprint;
class          Variable_Edafica;
var          SCE_Parcial;
output          out=sce          sum=SS_Error;
run;

data          sce;
set          sce;
if          _TYPE_          =          1;
keep          Variable_Edafica          SS_Error;
run;

/*-----*/
/* 6. Calculo del R2 desde las sumas de cuadrados */
/*-----*/

proc          sort          data=sct;
by          Variable_Edafica;

```

```

run;

proc                                sort                                data=sce;
  by                                Variable_Edafica;
run;

data                                jerarquia_r2;
  merge                                sct                                sce;
  by                                Variable_Edafica;

  SS_Modelo                        =      SS_Total                        -      SS_Error;
  R2                                =      SS_Modelo                        /      SS_Total;
  R2_Porcentaje                    =      R2                                *      100;

  if Variable_Edafica = "pH del suelo" then R2_Esperado = 0.9160;
  if Variable_Edafica = "Temperatura del suelo" then R2_Esperado = 0.6628;
  if Variable_Edafica = "Conductividad electrica" then R2_Esperado = 0.3377;

  Diferencia                        =      R2                                -      R2_Esperado;
run;

/*-----*/
/* 7. Ordenar la jerarquia de respuesta */
/*-----*/

proc                                sort                                data=jerarquia_r2;
  by                                descending                                R2;
run;

/*-----*/
/* 8. Tabla de verificacion */
/*-----*/

proc                                print                                data=jerarquia_r2                                noobs                                label;
  var Variable_Edafica SS_Total SS_Error SS_Modelo R2 R2_Esperado Diferencia
  R2_Porcentaje;

  label
    Variable_Edafica                        =      "Variable                                edafica"
    SS_Total                                =      "Suma                                de                                cuadrados                                total"
    SS_Error                                =      "Suma                                de                                cuadrados                                del                                error"
    SS_Modelo                                =      "Suma                                de                                cuadrados                                del                                modelo"
    R2                                        =      "R2                                calculado"
    R2_Esperado                            =      "R2                                esperado"
    Diferencia                            =      "Diferencia"
    R2_Porcentaje                            =      "R2                                (%)";

  format                                SS_Total                                10.4
    SS_Error                                10.4
    SS_Modelo                                10.4
    R2                                        8.4
    R2_Esperado                            8.4
    Diferencia                            10.6

```

```

R2_Porcentaje                                8.2;

title "Verificacion del R2 calculado desde las bases edaficas";
run;

/*-----*/
/* 9. Grafica final */
/*-----*/

ods graphics / reset width=7in height=4.5in
imagenname="Figura_Jerarquia_R2_Sistema_Edafico";

proc sgplot data=jerarquia_r2;
vbar Variable_Edafica
response=R2
datalabel
datalabelattrs=(size=10 weight=bold)
outlineattrs=(thickness=1)
barwidth=0.55;

yaxis label="Coeficiente de determinacion R2"
grid
values=(0 to 1 by 0.1);

xaxis label="Variable edafica"
discreteorder=data;

title "Jerarquia de respuesta del sistema edafico";
footnote "El R2 fue calculado como proporcion de variacion explicada por el
tratamiento para cada variable edafica.";
run;

title;
footnote;

```

Anexo 13.- Codigos sas Fase 2

```

data
length          Cultivo          $10          Eval          8          Rep          sensores;
infile          Cultivo          datalines      :$10.          Eval          Rep          dsd          PH          CE          trunccover;
input          Cultivo          :$10.          Eval          Rep          dsd          PH          CE          Temp;
datalines;

/*          =====
/*          =====          2a          EVALUACION          =====          */
/*          =====          */

/*          MAIZ          2a          */
Maiz,2,1,8.17,0.36,25.1
Maiz,2,2,8.10,0.29,22.3
Maiz,2,3,8.39,0.44,21.8
Maiz,2,4,8.40,0.34,21.9
Maiz,2,5,8.14,0.29,21.7
Maiz,2,6,8.31,0.29,20.8
Maiz,2,7,8.14,0.51,20.5
Maiz,2,8,8.19,0.50,20.3
Maiz,2,9,8.15,0.47,20.8
Maiz,2,10,8.27,0.67,21.6
Maiz,2,11,8.53,0.51,22.3
Maiz,2,12,8.13,0.57,21.3
Maiz,2,13,8.14,0.58,21.2
Maiz,2,14,8.27,0.40,21.5
Maiz,2,15,8.19,0.53,20.9
Maiz,2,16,8.37,0.46,21.0
Maiz,2,17,8.26,0.56,21.1
Maiz,2,18,8.29,0.72,20.8
Maiz,2,19,8.38,0.57,22.1
Maiz,2,20,8.27,0.41,21.0

/*          TRIGO          2a          */
Trigo,2,1,8.17,0.38,21.9
Trigo,2,2,8.24,0.39,21.5
Trigo,2,3,8.29,0.63,21.8
Trigo,2,4,8.25,0.56,22.4
Trigo,2,5,8.32,0.74,21.6
Trigo,2,6,8.11,0.49,22.3
Trigo,2,7,8.41,0.38,22.1
Trigo,2,8,8.43,0.48,21.7
Trigo,2,9,8.19,0.65,21.3
Trigo,2,10,8.49,0.64,23.0
Trigo,2,11,8.13,0.34,22.4
Trigo,2,12,8.20,0.32,22.4
Trigo,2,13,8.19,0.57,22.5
Trigo,2,14,8.28,0.64,22.9
Trigo,2,15,8.19,0.59,21.9
Trigo,2,16,8.17,0.44,22.3
Trigo,2,17,8.19,0.45,22.7
Trigo,2,18,8.21,0.48,22.6
Trigo,2,19,8.29,0.30,22.8
Trigo,2,20,8.21,0.41,22.4

/*          FRIJOL          2a          */
Frijol,2,1,8.23,0.44,23.6
Frijol,2,2,8.31,0.60,22.6
Frijol,2,3,8.29,0.33,22.4
Frijol,2,4,8.11,0.64,22.3
Frijol,2,5,8.17,0.49,21.9
Frijol,2,6,8.26,0.58,21.6
Frijol,2,7,8.19,0.54,22.0

```

Frijol,2,8,8.37,0.53,22.6
 Frijol,2,9,8.21,0.54,23.5
 Frijol,2,10,8.17,0.55,22.9
 Frijol,2,11,8.23,0.43,23.9
 Frijol,2,12,8.28,0.39,22.8
 Frijol,2,13,8.32,0.64,21.8
 Frijol,2,14,8.28,0.55,22.2
 Frijol,2,15,8.25,0.37,22.5
 Frijol,2,16,8.44,0.53,23.0
 Frijol,2,17,8.26,0.58,23.1
 Frijol,2,18,8.17,0.36,22.0
 Frijol,2,19,8.32,0.51,22.2
 Frijol,2,20,8.24,0.53,22.8

/*	CHICHARO	2a	*/
----	----------	----	----

Chicharo,2,1,8.39,0.46,23.9
 Chicharo,2,2,8.42,0.44,23.1
 Chicharo,2,3,8.29,0.30,24.1
 Chicharo,2,4,8.46,0.66,22.3
 Chicharo,2,5,8.17,0.49,22.7
 Chicharo,2,6,8.27,0.57,22.4
 Chicharo,2,7,8.31,0.58,23.1
 Chicharo,2,8,8.47,0.53,21.8
 Chicharo,2,9,8.13,0.54,22.3
 Chicharo,2,10,8.21,0.38,24.1
 Chicharo,2,11,8.21,0.68,23.2
 Chicharo,2,12,8.14,0.50,23.5
 Chicharo,2,13,8.26,0.20,23.0
 Chicharo,2,14,8.29,0.64,21.9
 Chicharo,2,15,8.38,0.43,22.7
 Chicharo,2,16,8.23,0.53,23.0
 Chicharo,2,17,8.14,0.47,22.6
 Chicharo,2,18,8.27,0.55,22.9
 Chicharo,2,19,8.29,0.55,22.3
 Chicharo,2,20,8.37,0.47,23.9

/*	=====		/*
/*	=====	3a EVALUACION	/*
/*	=====		/*

/*	MAIZ	3a	*/
----	------	----	----

Maiz,3,1,8.31,0.25,21.9
 Maiz,3,2,8.26,0.68,21.0
 Maiz,3,3,8.37,0.26,21.3
 Maiz,3,4,8.39,0.48,20.3
 Maiz,3,5,8.16,0.21,20.2
 Maiz,3,6,8.28,0.28,21.1
 Maiz,3,7,8.18,0.46,20.7
 Maiz,3,8,8.14,0.25,21.1
 Maiz,3,9,8.21,0.38,21.0
 Maiz,3,10,8.22,0.53,21.2
 Maiz,3,11,8.48,0.37,21.5
 Maiz,3,12,8.18,0.42,21.3
 Maiz,3,13,8.21,0.43,21.3
 Maiz,3,14,8.18,0.25,20.6
 Maiz,3,15,8.22,0.36,21.3
 Maiz,3,16,8.29,0.44,20.9
 Maiz,3,17,8.27,0.28,20.9
 Maiz,3,18,8.25,0.27,21.9
 Maiz,3,19,8.33,0.29,21.2
 Maiz,3,20,8.21,0.41,21.0

/*	TRIGO	3a	*/
----	-------	----	----

Trigo,3,1,8.19,0.19,21.3
 Trigo,3,2,8.22,0.24,20.5
 Trigo,3,3,8.31,0.45,22.3

Trigo,3,4,8.26,0.22,22.6
 Trigo,3,5,8.30,0.39,22.1
 Trigo,3,6,8.15,0.30,22.0
 Trigo,3,7,8.43,0.22,23.2
 Trigo,3,8,8.39,0.35,23.0
 Trigo,3,9,8.19,0.34,23.9
 Trigo,3,10,8.47,0.36,24.9
 Trigo,3,11,8.10,0.23,23.5
 Trigo,3,12,8.22,0.29,21.9
 Trigo,3,13,8.18,0.21,22.3
 Trigo,3,14,8.26,0.30,22.5
 Trigo,3,15,8.21,0.33,22.1
 Trigo,3,16,8.18,0.28,22.1
 Trigo,3,17,8.19,0.35,21.3
 Trigo,3,18,8.22,0.44,22.1
 Trigo,3,19,8.27,0.49,21.3
 Trigo,3,20,8.20,0.39,21.0

/*	FRIJOL	3a	*/
Frijol,3,1,8.21,0.42,23.4			
Frijol,3,2,8.32,0.50,21.2			
Frijol,3,3,8.31,0.33,21.0			
Frijol,3,4,8.13,0.51,20.7			
Frijol,3,5,8.13,0.45,20.7			
Frijol,3,6,8.28,0.42,20.9			
Frijol,3,7,8.21,0.39,21.0			
Frijol,3,8,8.32,0.26,22.3			
Frijol,3,9,8.23,0.38,23.5			
Frijol,3,10,8.19,0.42,22.5			
Frijol,3,11,8.25,0.19,22.7			
Frijol,3,12,8.29,0.32,23.5			
Frijol,3,13,8.37,0.40,22.6			
Frijol,3,14,8.26,0.37,22.3			
Frijol,3,15,8.22,0.22,21.9			
Frijol,3,16,8.48,0.37,21.8			
Frijol,3,17,8.27,0.55,22.0			
Frijol,3,18,8.19,0.56,22.5			
Frijol,3,19,8.35,0.20,23.3			
Frijol,3,20,8.27,0.36,21.9			

/*	CHICHARO	3a	*/
Chicharo,3,1,8.39,0.72,22.6			
Chicharo,3,2,8.42,0.24,23.2			
Chicharo,3,3,8.29,0.58,23.8			
Chicharo,3,4,8.46,0.60,23.0			
Chicharo,3,5,8.17,0.57,21.9			
Chicharo,3,6,8.27,0.45,21.5			
Chicharo,3,7,8.31,0.38,21.9			
Chicharo,3,8,8.47,0.42,21.5			
Chicharo,3,9,8.13,0.38,23.7			
Chicharo,3,10,8.21,0.45,24.6			
Chicharo,3,11,8.21,0.52,24.6			
Chicharo,3,12,8.14,0.46,25.2			
Chicharo,3,13,8.26,0.71,23.3			
Chicharo,3,14,8.29,0.38,22.7			
Chicharo,3,15,8.38,0.62,22.0			
Chicharo,3,16,8.23,0.53,22.6			
Chicharo,3,17,8.14,0.65,22.2			
Chicharo,3,18,8.27,0.54,21.6			
Chicharo,3,19,8.29,0.52,21.3			
Chicharo,3,20,8.37,0.51,21.7			

/*	=====		*/
/*	=====	4a EVALUACION	*/
/*	=====		*/

Maiz,4,1,8.72,0.57,14.3
Maiz,4,2,8.94,0.49,14.1
Maiz,4,3,8.45,0.74,14.0
Maiz,4,4,8.96,0.58,14.4
Maiz,4,5,8.93,0.42,14.3
Maiz,4,6,8.74,0.61,14.4
Maiz,4,7,8.37,0.73,14.5
Maiz,4,8,8.92,0.67,14.7
Maiz,4,9,8.85,0.69,14.3
Maiz,4,10,9.20,0.90,14.4
Maiz,4,11,8.87,0.42,14.8
Maiz,4,12,8.80,0.20,20.8
Maiz,4,13,9.02,0.29,21.1
Maiz,4,14,9.11,0.25,21.4
Maiz,4,15,8.70,0.61,21.0
Maiz,4,16,8.60,0.42,21.2
Maiz,4,17,8.99,0.21,21.2
Maiz,4,18,8.91,0.56,21.6
Maiz,4,19,8.70,1.21,21.4
Maiz,4,20,8.64,0.64,21.6

Trigo,4,1,9.06,0.51,21.9
Trigo,4,2,8.90,0.33,22.4
Trigo,4,3,8.99,0.59,22.3
Trigo,4,4,8.00,2.94,21.8
Trigo,4,5,9.15,0.50,21.8
Trigo,4,6,8.67,0.95,22.1
Trigo,4,7,8.89,0.80,22.3
Trigo,4,8,9.12,0.32,22.5
Trigo,4,9,8.99,0.41,22.1
Trigo,4,10,8.82,0.70,22.9
Trigo,4,11,9.15,0.36,22.8
Trigo,4,12,9.20,0.22,23.0
Trigo,4,13,8.90,0.37,22.9
Trigo,4,14,8.55,1.11,23.3
Trigo,4,15,8.49,1.07,23.5
Trigo,4,16,8.48,1.07,22.8
Trigo,4,17,9.00,0.36,22.7
Trigo,4,18,8.98,0.95,22.6
Trigo,4,19,8.97,0.12,22.9
Trigo,4,20,8.95,0.77,22.9

Frijol,4,1,9.14,0.32,22.4
Frijol,4,2,8.97,0.45,22.5
Frijol,4,3,8.53,1.02,22.7
Frijol,4,4,9.03,0.38,22.6
Frijol,4,5,9.00,0.34,22.8
Frijol,4,6,8.82,0.54,23.1
Frijol,4,7,9.05,0.50,23.2
Frijol,4,8,8.90,0.35,23.9
Frijol,4,9,8.92,0.46,23.3
Frijol,4,10,8.75,0.54,24.2
Frijol,4,11,9.04,0.32,23.9
Frijol,4,12,8.92,0.31,24.1
Frijol,4,13,8.74,0.51,23.8
Frijol,4,14,8.82,0.66,24.4
Frijol,4,15,8.47,1.28,24.9
Frijol,4,16,8.69,0.87,24.8
Frijol,4,17,8.67,1.09,24.6
Frijol,4,18,8.28,1.38,30.6
Frijol,4,19,8.66,0.39,29.3
Frijol,4,20,8.70,0.89,29.5

Chicharo,4,1,8.40,1.77,28.7
Chicharo,4,2,8.55,0.59,28.4
Chicharo,4,3,8.75,0.31,28.5

/* ===== */
 /* ===== 5a EVALUACION ===== */
 /* ===== */

Trigo,5,1,9.33,0.37,19.4
Trigo,5,2,9.20,0.37,20.3
Trigo,5,3,9.15,0.75,20.3
Trigo,5,4,8.75,0.66,20.3
Trigo,5,5,9.04,0.35,19.9
Trigo,5,6,9.00,0.30,20.5
Trigo,5,7,9.01,0.59,19.6
Trigo,5,8,9.16,0.29,19.7
Trigo,5,9,9.00,0.41,19.9
Trigo,5,10,9.00,0.35,20.7
Trigo,5,11,8.99,0.45,20.4
Trigo,5,12,8.90,0.30,20.5
Trigo,5,13,9.00,0.25,20.6
Trigo,5,14,9.01,0.39,19.5
Trigo,5,15,8.75,0.58,20.5
Trigo,5,16,8.35,0.26,20.1
Trigo,5,17,9.10,0.32,19.9
Trigo,5,18,8.86,0.95,19.9
Trigo,5,19,9.13,0.46,19.6
Trigo,5,20,9.01,0.75,20.1

165

Frijol,5,3,8.90,0.58,20.4
 Frijol,5,4,9.15,0.31,19.9
 Frijol,5,5,8.80,0.32,20.0
 Frijol,5,6,8.70,0.76,20.3
 Frijol,5,7,8.90,0.75,20.5
 Frijol,5,8,8.70,0.85,20.9
 Frijol,5,9,8.85,0.63,21.0
 Frijol,5,10,8.75,0.61,20.8
 Frijol,5,11,8.89,0.26,21.2
 Frijol,5,12,9.20,0.27,21.3
 Frijol,5,13,9.10,0.28,21.3
 Frijol,5,14,8.80,0.89,20.7
 Frijol,5,15,8.75,0.58,20.0
 Frijol,5,16,9.20,0.12,21.0
 Frijol,5,17,8.50,0.53,21.1
 Frijol,5,18,8.70,0.41,21.0
 Frijol,5,19,8.90,0.45,21.0
 Frijol,5,20,9.16,0.35,20.0

Chicharo,5,1,8.75,0.36,21.5
 Chicharo,5,2,8.96,0.55,21.7
 Chicharo,5,3,8.80,0.26,21.0
 Chicharo,5,4,8.95,0.45,20.8
 Chicharo,5,5,8.95,0.17,20.2
 Chicharo,5,6,8.95,0.31,20.6
 Chicharo,5,7,8.90,0.50,21.4
 Chicharo,5,8,8.80,0.72,21.4
 Chicharo,5,9,8.40,0.96,21.7
 Chicharo,5,10,8.86,0.45,22.1
 Chicharo,5,11,8.78,0.45,21.1
 Chicharo,5,12,8.80,0.42,21.2
 Chicharo,5,13,8.80,0.52,21.2
 Chicharo,5,14,9.03,0.55,20.9
 Chicharo,5,15,9.05,0.49,20.8
 Chicharo,5,16,9.10,0.50,21.7
 Chicharo,5,17,8.95,0.60,22.0
 Chicharo,5,18,8.97,0.45,20.9
 Chicharo,5,19,8.95,0.41,21.2
 Chicharo,5,20,9.00,0.22,21.4

/*	=====		=====	*/
/*	=====	6a	EVALUACION	*/
/*	=====		=====	*/

Maiz,6,1,9.00,0.39,20.3
 Maiz,6,2,9.50,0.27,19.8
 Maiz,6,3,9.20,0.36,19.7
 Maiz,6,4,9.28,0.30,19.5
 Maiz,6,5,9.17,0.36,19.9
 Maiz,6,6,9.35,0.27,19.9
 Maiz,6,7,9.21,0.24,19.7
 Maiz,6,8,9.01,0.24,19.9
 Maiz,6,9,9.02,0.24,19.9
 Maiz,6,10,9.19,0.27,19.9
 Maiz,6,11,9.14,0.46,19.7
 Maiz,6,12,8.77,0.58,19.6
 Maiz,6,13,9.14,0.35,19.9
 Maiz,6,14,8.50,0.12,20.0
 Maiz,6,15,8.85,0.76,20.4
 Maiz,6,16,9.07,0.41,20.1
 Maiz,6,17,9.00,0.38,20.3
 Maiz,6,18,9.00,0.72,20.9
 Maiz,6,19,8.87,0.98,19.9
 Maiz,6,20,8.81,0.47,20.4

Trigo,6,1,9.25,0.27,21.0

Trigo,6,2,9.29,0.32,21.2
 Trigo,6,3,9.26,0.48,21.2
 Trigo,6,4,8.99,0.44,21.4
 Trigo,6,5,9.14,0.43,20.6
 Trigo,6,6,9.15,0.40,20.8
 Trigo,6,7,9.15,0.43,20.4
 Trigo,6,8,9.22,0.45,21.6
 Trigo,6,9,8.85,0.46,22.0
 Trigo,6,10,9.03,0.46,22.0
 Trigo,6,11,9.07,0.52,21.4
 Trigo,6,12,9.13,0.52,21.7
 Trigo,6,13,8.87,0.43,21.5
 Trigo,6,14,8.98,0.52,21.7
 Trigo,6,15,9.00,0.50,22.5
 Trigo,6,16,9.14,0.45,21.4
 Trigo,6,17,9.03,0.49,21.7
 Trigo,6,18,9.01,0.52,22.0
 Trigo,6,19,8.82,0.50,22.0
 Trigo,6,20,9.02,0.68,22.8

Frijol,6,1,9.09,0.49,21.5
 Frijol,6,2,8.95,0.56,22.0
 Frijol,6,3,8.56,0.56,22.6
 Frijol,6,4,9.01,0.44,21.9
 Frijol,6,5,8.95,0.41,21.7
 Frijol,6,6,8.80,0.42,21.8
 Frijol,6,7,8.87,0.46,21.6
 Frijol,6,8,8.90,0.52,22.0
 Frijol,6,9,9.03,0.48,22.0
 Frijol,6,10,8.99,0.62,22.2
 Frijol,6,11,9.56,0.42,22.4
 Frijol,6,12,9.00,0.45,22.0
 Frijol,6,13,9.00,0.60,22.3
 Frijol,6,14,8.90,0.45,23.2
 Frijol,6,15,8.50,0.30,23.0
 Frijol,6,16,8.97,0.41,22.0
 Frijol,6,17,8.97,0.41,22.4
 Frijol,6,18,8.54,0.65,23.0
 Frijol,6,19,9.05,0.28,23.0
 Frijol,6,20,8.75,0.73,23.5

Chicharo,6,1,9.10,0.30,23.3
 Chicharo,6,2,8.80,0.62,23.4
 Chicharo,6,3,8.88,0.56,23.4
 Chicharo,6,4,8.99,0.40,22.0
 Chicharo,6,5,8.84,0.37,23.9
 Chicharo,6,6,9.11,0.27,24.5
 Chicharo,6,7,8.93,0.55,24.5
 Chicharo,6,8,8.80,0.45,23.9
 Chicharo,6,9,8.80,0.42,22.6
 Chicharo,6,10,8.70,0.61,24.7
 Chicharo,6,11,8.75,0.86,24.6
 Chicharo,6,12,8.76,0.86,24.6
 Chicharo,6,13,8.77,0.53,24.3
 Chicharo,6,14,9.09,0.37,23.8
 Chicharo,6,15,8.73,0.51,24.4
 Chicharo,6,16,9.08,0.27,28.8
 Chicharo,6,17,9.06,0.35,24.9
 Chicharo,6,18,9.10,0.20,23.5
 Chicharo,6,19,8.84,0.38,24.3
 Chicharo,6,20,9.04,0.16,23.8

/*	=====		=====	*/
/*	=====	7a	EVALUACION	*/
/*	=====		=====	*/

Maiz,7,1,9.46,0.37,18.5
 Maiz,7,2,9.32,0.32,18.1
 Maiz,7,3,9.41,0.41,18.0
 Maiz,7,4,9.27,0.38,17.8
 Maiz,7,5,9.30,0.43,18.0
 Maiz,7,6,9.39,0.34,17.2
 Maiz,7,7,9.33,0.30,17.5
 Maiz,7,8,9.47,0.39,17.5
 Maiz,7,9,9.27,0.50,17.0
 Maiz,7,10,9.50,0.41,17.8
 Maiz,7,11,9.31,0.33,17.2
 Maiz,7,12,9.31,0.35,17.6
 Maiz,7,13,9.34,0.33,17.1
 Maiz,7,14,9.33,0.39,17.2
 Maiz,7,15,9.27,0.50,17.6
 Maiz,7,16,9.28,0.43,17.7
 Maiz,7,17,9.12,0.37,17.5
 Maiz,7,18,9.31,0.36,17.9
 Maiz,7,19,9.09,0.44,18.0
 Maiz,7,20,9.15,0.34,18.6

/*

TRIGO

7a

*/

Trigo,7,1,9.31,0.28,18.9
 Trigo,7,2,9.16,0.33,18.3
 Trigo,7,3,9.40,0.39,18.4
 Trigo,7,4,8.82,0.64,18.4
 Trigo,7,5,9.29,0.40,18.3
 Trigo,7,6,9.25,0.40,18.1
 Trigo,7,7,9.35,0.35,18.2
 Trigo,7,8,9.29,0.35,17.8
 Trigo,7,9,9.28,0.30,19.2
 Trigo,7,10,9.30,0.40,18.8
 Trigo,7,11,9.30,0.36,19.3
 Trigo,7,12,9.11,0.36,18.7
 Trigo,7,13,9.28,0.40,18.3
 Trigo,7,14,9.15,0.43,18.8
 Trigo,7,15,9.17,0.41,19.3
 Trigo,7,16,9.24,0.30,19.0
 Trigo,7,17,9.32,0.35,20.0
 Trigo,7,18,9.25,0.49,19.8
 Trigo,7,19,9.30,0.38,19.0
 Trigo,7,20,9.35,0.40,19.5

/*

FRIJOL

7a

*/

Frijol,7,1,9.20,0.21,20.8
 Frijol,7,2,9.17,0.32,21.1
 Frijol,7,3,9.11,0.31,21.1
 Frijol,7,4,9.26,0.43,20.8
 Frijol,7,5,9.26,0.39,21.6
 Frijol,7,6,9.08,0.47,21.0
 Frijol,7,7,9.11,0.46,21.6
 Frijol,7,8,9.10,0.44,20.4
 Frijol,7,9,9.23,0.47,20.6
 Frijol,7,10,9.22,0.45,20.1
 Frijol,7,11,9.01,0.66,20.1
 Frijol,7,12,9.24,0.40,20.4
 Frijol,7,13,9.07,0.66,22.0
 Frijol,7,14,9.15,0.42,22.2
 Frijol,7,15,9.19,0.37,21.4
 Frijol,7,16,9.23,0.36,22.1
 Frijol,7,17,9.23,0.39,22.2
 Frijol,7,18,9.40,0.43,21.9
 Frijol,7,19,9.23,0.42,22.0
 Frijol,7,20,9.15,0.64,23.4

Chicharo,7,1,9.17,0.30,22.4

Chicharo,7,2,8.95,0.59,22.5
 Chicharo,7,3,9.27,0.45,22.5
 Chicharo,7,4,9.07,0.44,22.1
 Chicharo,7,5,9.18,0.33,23.4
 Chicharo,7,6,9.07,0.34,22.8
 Chicharo,7,7,9.09,0.40,23.2
 Chicharo,7,8,9.02,0.41,23.3
 Chicharo,7,9,0.07,0.60,23.2
 Chicharo,7,10,9.06,0.50,24.7
 Chicharo,7,11,9.07,0.40,23.4
 Chicharo,7,12,8.99,0.43,24.0
 Chicharo,7,13,9.15,0.35,23.3
 Chicharo,7,14,9.12,0.31,24.2
 Chicharo,7,15,9.18,0.35,23.4
 Chicharo,7,16,9.07,0.38,23.0
 Chicharo,7,17,8.55,1.43,24.8
 Chicharo,7,18,9.45,0.20,23.9
 Chicharo,7,19,9.35,0.26,23.1
 Chicharo,7,20,9.44,0.27,23.7

```
;
run;
proc
  class
  model          PH          =          glm          data=sensores;
  lsmeans        Cultivo    Eval          Cultivo    Cultivo    Eval
  title          /          pdiff          Cultivo*Eval
  run;          "ANOVA";
              adjust=tukey;
              pH";
              quit;

proc
  class
  model          CE          =          glm          data=sensores;
  lsmeans        Cultivo    Eval          Cultivo    Cultivo    Eval
  title          /          pdiff          Cultivo*Eval
  run;          "ANOVA";
              adjust=tukey;
              CE";
              quit;

proc
  class
  model          Temp        =          glm          data=sensores;
  lsmeans        Cultivo    Eval          Cultivo    Cultivo    Eval
  title          /          pdiff          Cultivo*Eval
  run;          "ANOVA";
              adjust=tukey;
              Temperatura";
              quit;

proc
  class
  model          PH          CE          Temp          Cultivo          =          Cultivo          Eval          data=sensores;
  manova
  manova
  manova
  title          "MANOVA"          PH          +          CE          +          h=Cultivo;
  run;          h=Eval;
              h=Cultivo*Eval;
              Temp";
              quit;

proc
  series
  title          x=Eval          y=PH          sgplot          /          group=Cultivo          data=sensores;
  run;          "Tendencia"          de          pH          por          markers;
              cultivo";

proc
  series
  title          x=Eval          y=CE          sgplot          /          group=Cultivo          data=sensores;
  run;          "Tendencia"          de          Conductividad          Eléctrica          por          markers;
              cultivo";

proc
  series
  title          x=Eval          y=Temp          sgplot          /          group=Cultivo          data=sensores;
  run;          "Tendencia"          de          Conductividad          Eléctrica          por          markers;
              cultivo";
```

```

title "Tendencia de Temperatura por cultivo";
run;

/* ===== */
/* MANOVA CON COVARIABLE: TEMP influye en PH y CE juntos? */
/* ===== */

proc class glm data=sensores;
class Cultivo Eval;

/* modelo multivariado con covariable */
model PH CE = Temp Cultivo Eval Cultivo*Eval Temp*Cultivo Temp*Eval;

/* prueba multivariada del efecto de la temperatura */
manova h=Temp / printe temperatura printh;

title "MANOVA: Influencia de la Temperatura sobre PH y CE en conjunto";
run;
quit;

/* ===== */
/* HEATMAP FINAL: PROMEDIOS POR CULTIVO Y EVALUACIÓN */
/* Variables: pH, CE y Temperatura */
/* ===== */

/* Promedios por Cultivo x Evaluación */
proc class means data=sensores noprint;
class Cultivo Eval;
var PH CE Temp;
output out=heatmap_medias mean=PH_mean CE_mean Temp_mean;
run;

/* Limpieza de la tabla de salida */
data set heatmap_medias;
where _TYPE_ = 3;
drop _TYPE_ _FREQ_;
run;

/* ===== */
/* HEATMAP DE pH */
/* ===== */

proc heatmap sgplot data=heatmap_medias;
heatmapparm x=Eval y=Cultivo colorresponse=PH_mean /
colormodel=(cx313695 cx4575b4 cx74add1 cxe0f3f8 cxffffbf cxfdae61 cxf46d43 cxa50026)
outline;
gradlegend / title="pH promedio";
xaxis integer label="Evaluación";
yaxis discreteorder=data label="Cultivo";
title "Heatmap del pH promedio del suelo por cultivo y evaluación";
run;

/* ===== */
/* HEATMAP DE CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA */
/* ===== */

proc heatmap sgplot data=heatmap_medias;
heatmapparm x=Eval y=Cultivo colorresponse=CE_mean /
colormodel=(cx313695 cx4575b4 cx74add1 cxe0f3f8 cxffffbf cxfdae61 cxf46d43 cxa50026)
outline;
gradlegend / title="CE promedio";
xaxis integer label="Evaluación";
yaxis discreteorder=data label="Cultivo";
title "Heatmap de la conductividad eléctrica promedio del suelo por cultivo y evaluación";
run;

```

```

/* ===== */
/* HEATMAP DE TEMPERATURA */
/* ===== */

proc                                sgplot                                data=heatmap_medias;
  heatmapparm                      x=Eval                      y=Cultivo                      colorresponse=Temp_mean /
  colormodel=(cx313695 cx4575b4 cx74add1 cxe0f3f8 cxffffbf cxfdae61 cxf46d43 cxa50026)
  outline;
  gradlegend                        /                                title="Temperatura                        promedio";
  xaxis                            integer                        label="Evaluación";
  yaxis                            discreteorder=data                        label="Cultivo";
  title "Heatmap de la temperatura promedio del suelo por cultivo y evaluación";
run;
/* ===== */
/* BLOQUE FINAL DE FIGURAS PARA FASE 2 */
/* Sistema suelo-microorganismo-planta */
/* Variables: pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo */
/* ===== */

/* ----- */
/* 0. Preparación y depuración mínima de la base */
/* ----- */

/*
Nota
En la base existe un valor de pH = 0.07 para Chicharo, Eval=7, Rep=9.
Ese valor no es compatible con la escala observada del experimento y
distorciona los análisis multivariados. Por ello se excluye únicamente
para el bloque gráfico final.
*/

data                                sensores_fase2;
set                                sensores;

if PH < 4 then delete;

label
  PH = "pH eléctrica del suelo"
  CE = "Conductividad eléctrica del suelo"
  Temp = "Temperatura del suelo";
run;

/* ----- */
/* 1. Estadística descriptiva por cultivo y evaluación */
/* ----- */

proc means data=sensores_fase2 nway noprint;
class Cultivo;
var PH CE;
output
  mean(PH)=PH_mean
  mean(CE)=CE_mean
  mean(Temp)=Temp_mean
  stderr(PH)=PH_se
  stderr(CE)=CE_se
  stderr(Temp)=Temp_se;
run;

data                                medias_cultivo_eval;
set                                medias_cultivo_eval;

PH_low = PH_mean - PH_se;
PH_high = PH_mean + PH_se;

CE_low = CE_mean - CE_se;

```

```

CE_high          =          CE_mean          +          CE_se;

Temp_low
Temp_high        =          =          Temp_mean          -          Temp_se;
Temp_high        =          Temp_mean          +          Temp_se;
run;

/*          -----          */
/*  2. Estadística descriptiva general por cultivo          */
/*          -----          */

proc          means          data=sensores_fase2          nway          noprint;
class
var          PH          CE
output
mean(PH)=PH_mean
mean(CE)=CE_mean
mean(Temp)=Temp_mean
stderr(PH)=PH_se
stderr(CE)=CE_se
stderr(Temp)=Temp_se;
run;

data
set          medias_cultivo;
          medias_cultivo;

PH_low          =          PH_mean          -          PH_se;
PH_high          =          PH_mean          +          PH_se;

CE_low          =          CE_mean          -          CE_se;
CE_high          =          CE_mean          +          CE_se;

Temp_low          =          =          Temp_mean          -          Temp_se;
Temp_high          =          Temp_mean          +          Temp_se;
run;

/*          -----          */
/*  3. Estandarización para análisis multivariado          */
/*          -----          */

/*
La estandarización es necesaria porque pH, CE y temperatura tienen
unidades y rangos numéricos diferentes.
*/

proc          standard          data=sensores_fase2          mean=0          std=1          out=sensores_std;
var          PH          CE          Temp;
run;

/*          =====          */
/*  FIGURA 1          */
/*  Separación multivariada de pH, conductividad eléctrica y temperatura          */
/*  del suelo          */
/*          =====          */

proc          princomp          data=sensores_std          out=pca_scores          plots=none;
var          PH          CE          Temp;
title "Análisis de componentes principales de pH, CE y temperatura del suelo";
run;

data
set          pca_scores;
Eval_lab          =          cats("E",          pca_scores;
run;          Eval);

```

```
ods graphics / reset width=7.5in height=5.5in imagename="Figura_01_Separacion_multivariada_suelo";

proc sgplot data=pca_scores;
  scatter x=Prin1 y=Prin2 /
    group=Cultivo
    markerattrs=(symbol=circlefilled size=9)
    transparency=0.10;

  ellipse x=Prin1 y=Prin2 /
    group=Cultivo
    type=mean
    alpha=0.05
    lineattrs=(thickness=2);

  refline 0 / axis=x lineattrs=(pattern=shortdash);
  refline 0 / axis=y lineattrs=(pattern=shortdash);

  xaxis label="Componente principal" 1";
  yaxis label="Componente principal" 2";

  keylegend / title="Cultivo" location=outside position=right across=1;

  title "Separación multivariada de pH, conductividad eléctrica y temperatura del suelo";
  footnote "Análisis de componentes principales con variables estandarizadas.";
run;

title;
footnote;

/* ===== */
/* FIGURA 2 */
/* Contribución canónica de pH, conductividad eléctrica y temperatura */
/* a la diferenciación fisicoquímica del suelo */
/* ===== */

/*
Se usa PROC CANDISC para obtener los ejes canónicos de diferenciación
entre cultivos. Posteriormente se calcula la correlación entre las
variables originales y las dos primeras variables canónicas.
*/

proc candisc data=sensores_fase2 out=can_scores ncan=2;
  class Cultivo;
  var Temp;
  title "Análisis canónico discriminante para diferenciación fisicoquímica del suelo";
run;

proc corr data=can_scores noprint outp=can_corr;
  var Can1 Can2;
  with PH CE Temp;
run;

data _work_.;
  set can_loadings;
  where _TYPE_ = "CORR";

  Variable = _NAME_;

  Contribucion Componente output;
  = = "Canónica" 1";
  abs(Can1);

  Contribucion Componente output;
  = = "Canónica" 2";
  abs(Can2);
```

```

output;

keep          Variable          Componente          Contribucion;
run;

ods graphics / reset width=7.5in height=5.5in imagename="Figura_02_Contribucion_canonica_variables";

proc          sgplot          data=can_loadings;
vbar          Variable          /
  response=Contribucion
  group=Componente
  groupdisplay=cluster
  datalabel;

  yaxis          label="Contribución          absoluta";
  xaxis          label="Variable          fisicoquímica";

  keylegend          /          title="Eje          canónico";

  title "Contribución canónica de pH, conductividad eléctrica y temperatura a la diferenciación fisicoquímica
del          suelo";
  footnote "Contribución estimada como correlación absoluta entre cada variable y los dos primeros ejes
canónicos.";
run;

title;
footnote;

/*          =====          */
/* FIGURA 3          */
/* Trayectoria temporal del pH del suelo por cultivo          */
/*          =====          */

ods graphics / reset width=7.5in height=5.5in imagename="Figura_03_Trayectoria_temporal_pH";

proc          sgplot          data=medias_cultivo_eval;
series          x=Eval          y=PH_mean          /
  group=Cultivo
  markers
  lineattrs=(thickness=2);

scatter          x=Eval          y=PH_mean          /
  group=Cultivo
  yerrorlower=PH_low
  yerrorupper=PH_high
  markerattrs=(symbol=circlefilled          size=8);

  xaxis          integer          label="Evaluación";
  yaxis          label="pH          medio          del          suelo";

  keylegend          /          title="Cultivo"          location=outside          position=right          across=1;

  title "Trayectoria temporal del pH del suelo por cultivo";
  footnote "Los puntos representan medias por cultivo y evaluación; las barras indican error estándar.";
run;

title;
footnote;

/*          =====          */
/* FIGURA 4          */
/* Separación del pH medio del suelo entre cultivos          */
/*          =====          */

```

```
ods graphics / reset width=7.5in height=5.5in imagename="Figura_04_Separacion_pH_medio_cultivos";

proc                                sgplot                                data=sensores_fase2;
  vbox                                PH                                /
  category=Cultivo
  meanattrs=(symbol=diamondfilled                                size=9)
  medianattrs=(thickness=2);

  xaxis                                label="pH"                                del                                label="Cultivo";
  yaxis                                label="pH"                                del                                suelo";

  title "Separación del pH medio del suelo entre cultivos";
  footnote "La caja representa la distribución por cultivo; el diamante indica la media.";
run;

title;
footnote;
```

```
/* ===== */
/* FIGURA 5                                */
/* Trayectoria temporal de la conductividad eléctrica del suelo                                */
/* por cultivo                                */
/* ===== */
```

```
ods graphics / reset width=7.5in height=5.5in imagename="Figura_05_Trayectoria_temporal_CE";

proc                                sgplot                                data=medias_cultivo_eval;
  series                                x=Eval                                y=CE_mean                                /
  group=Cultivo
  markers
  lineattrs=(thickness=2);

  scatter                                x=Eval                                y=CE_mean                                /
  group=Cultivo
  yerrorlower=CE_low
  yerrorupper=CE_high
  markerattrs=(symbol=circlefilled                                size=8);

  xaxis                                integer                                label="Evaluación";
  yaxis                                label="Conductividad eléctrica media del suelo";

  keylegend / title="Cultivo" location=outside position=right across=1;

  title "Trayectoria temporal de la conductividad eléctrica del suelo por cultivo";
  footnote "Los puntos representan medias por cultivo y evaluación; las barras indican error estándar.";
run;

title;
footnote;
```

```
/* ===== */
/* FIGURA 6                                */
/* Conductividad eléctrica media del suelo entre cultivos                                */
/* ===== */
```

```
ods graphics / reset width=7.5in height=5.5in imagename="Figura_06_CE_media_cultivos";

proc                                sgplot                                data=sensores_fase2;
  vbox                                CE                                /
  category=Cultivo
  meanattrs=(symbol=diamondfilled                                size=9)
  medianattrs=(thickness=2);

  xaxis                                label="Cultivo";
```

```

        yaxis          label="Conductividad          eléctrica          del          suelo";

        title          "Conductividad          eléctrica          media          del          suelo          entre          cultivos";
        footnote       "La caja representa la distribución por cultivo; el diamante indica la media.";
run;

title;
footnote;

/*          =====          */
/* FIGURA 7          */
/* Trayectoria térmica del suelo por cultivo          */
/*          =====          */

ods graphics / reset width=7.5in height=5.5in imagename="Figura_07_Trayectoria_termica_suelo";

proc          sgplot          data=medias_cultivo_eval;
series          x=Eval          y=Temp_mean          /
    group=Cultivo
    markers
    lineattrs=(thickness=2);

scatter          x=Eval          y=Temp_mean          /
    group=Cultivo
    yerrorlower=Temp_low
    yerrorupper=Temp_high
    markerattrs=(symbol=circlefilled          size=8);

xaxis          integer          label="Evaluación";
yaxis          label="Temperatura          media          del          suelo";

keylegend          /          title="Cultivo"          location=outside          position=right          across=1;

title          "Trayectoria          térmica          del          suelo          por          cultivo";
footnote       "Los puntos representan medias por cultivo y evaluación; las barras indican error estándar.";
run;

title;
footnote;

/*          =====          */
/* FIGURA 8          */
/* Gradiente térmico medio del suelo entre cultivos          */
/*          =====          */

ods graphics / reset width=7.5in height=5.5in imagename="Figura_08_Gradiente_termico_medio_cultivos";

proc          sgplot          data=sensores_fase2;
vbox          Temp          /
    category=Cultivo
    meanattrs=(symbol=diamondfilled          size=9)
    medianattrs=(thickness=2);

xaxis          label="Temperatura          del          Cultivo";
yaxis          label="Temperatura          del          suelo";

title          "Gradiente          térmico          medio          del          suelo          entre          cultivos";
footnote       "La caja representa la distribución térmica por cultivo; el diamante indica la media.";
run;

title;
footnote;

```

```

/* ===== */
/* FIGURA 9 */
/* Integración funcional del sistema suelo-microorganismo-planta */
/* durante la bioestimulación inicial de los cultivos */
/* ===== */

/*
Se usa el primer componente principal como índice multivariado integrado.
Este índice resume la respuesta conjunta de pH, CE y temperatura.
*/

data set indice_funcional;
pca_scores;

Indice_funcional = Prin1;

label "Índice funcional multivariado del sistema suelo-microorganismo-planta";
run;

proc means data=indice_funcional nway noprint;
class Cultivo;
var Eval;
output mean=Indice_mean stderr=Indice_se;
run;

data set indice_funcional_medias;
indice_funcional_medias;

Indice_low = Indice_mean - Indice_se;
Indice_high = Indice_mean + Indice_se;
run;

ods graphics / reset width=7.5in height=5.5in imagename="Figura_09_Integracion_funcional_sistema";

proc sgplot data=indice_funcional_medias;
series x=Eval y=Indice_mean /
group=Cultivo
markers
lineattrs=(thickness=2);

scatter x=Eval y=Indice_mean /
group=Cultivo
yerrorlower=Indice_low
yerrorupper=Indice_high
markerattrs=(symbol=circlefilled size=8);

refline 0 / axis=y lineattrs=(pattern=shortdash);

xaxis integer label="Índice funcional";
yaxis label="Evaluación multivariado";

keylegend / title="Cultivo" location=outside position=right across=1;

title "Integración funcional del sistema suelo-microorganismo-planta durante la bioestimulación inicial de los cultivos";
footnote "Índice estimado a partir del primer componente principal de pH, conductividad eléctrica y temperatura estandarizados.";
run;

title;
footnote;

```

```
/* ===== */
/* FIN DEL BLOQUE FINAL DE FIGURAS */
/* ===== */
```