



# Manual para la producción de biofertilizantes a base de microalgas





The background of the page is a microscopic image of plant tissue, showing elongated, fibrous structures. A semi-transparent green overlay covers the entire image. At the top, there is a block of text in white, bold, uppercase letters. In the center, there is a larger block of text in white, bold, mixed case letters.

MINISTERIO DE DESARROLLO AGRARIO Y RIEGO  
INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGRARIA  
DIRECCIÓN DE SERVICIOS ESTRATÉGICOS AGRARIOS

**Manual para la producción  
de biofertilizantes a base  
de microalgas**



# MANUAL PARA LA PRODUCCIÓN DE BIOFERTILIZANTES A BASE DE MICROALGAS

## MINISTERIO DE DESARROLLO AGRARIO Y RIEGO

**Ministro de Desarrollo Agrario y Riego**

Angel Manuel Manero Campos

**Viceministra de Políticas y Supervisión del Desarrollo Agrario**

Carmen Inés Vegas Guerrero

**Viceministro de Desarrollo de Agricultura Familiar e Infraestructura Agraria y Riego**

Orlando Hernán Chirinos Trujillo

**Presidente Ejecutivo del Instituto Nacional de Innovación Agraria**

Jorge Juan Ganoza Roncal, M. Sc.

© Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA)

**Primera edición digital:**

Julio, 2025

**Publicado:**

Julio, 2025

**Disponible en:**

<https://repositorio.inia.gob.pe/>

**ISBN:**

978-9972-44-188-2

**Editado por:**

Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA)

Av. La Molina 1981, Lima-Perú

Teléf. (511) 240-2400

[www.gob.pe/inia](http://www.gob.pe/inia)

**Equipo Técnico de Edición y Publicaciones:**

Janet Flores / **Teléfono:** 964173509 / **Correo electrónico:** comite\_publicaciones@inia.gob.pe

Todos los derechos reservados.

Prohibida la reproducción de este libro por cualquier medio, total o parcialmente, sin permiso expreso

Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú N° 2025-07860

**Autores:** Azucena Chávez-Collantes, Richard A. Solórzano-Acosta / **Editor general:** Cinthia S. Quispe-Apaza /

**Revisión de contenido:** Héctor A. Ramírez-Maguiña / **Diseño y diagramación:** Miguel Alvarez-Escalante



# Tabla de contenido

<b>Presentación</b>	<b>7</b>
<hr/>	
<b>1. Introducción</b>	<b>9</b>
<hr/>	
<b>2. Las microalgas</b>	<b>13</b>
2.1. Hábitat y factores de crecimiento	14
2.2. Fases de crecimiento	15
2.3. Factores que influyen en el crecimiento y producción de microalgas	16
<hr/>	
<b>3. Uso de las microalgas en la agricultura</b>	<b>21</b>
3.1. Estudio de casos	22
<hr/>	
<b>4. Métodos para la aplicación de biofertilizantes de microalgas y sus beneficios en la agricultura</b>	<b>25</b>
4.1. Aplicación foliar	25
4.2. Aplicación directa al suelo	26
4.3. Fertirrigación	26
<hr/>	
<b>5. Producción de microalgas</b>	<b>29</b>
5.1. Obtención de cepas de microalgas	29
5.2. Purificación de cepas de microalgas	30
5.3. Escalamiento de cultivos de microalgas	34
5.4. Cuantificación de la densidad celular de las microalgas	39
5.5. Evaluación de parámetros fisicoquímicos en el medio de cultivo	40
5.6. Cosecha de la biomasa de microalgas	41
5.7. Recomendaciones generales de aplicación	42
<hr/>	
<b>6. Referencias bibliográficas</b>	<b>45</b>
<hr/>	



PYREX  
USA

PYREX  
USA

No. 9825

# Presentación

El Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA) es un organismo técnico especializado adscrito al Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego (MIDAGRI), que desarrolla actividades de investigación, transferencia tecnológica, aprovechamiento y conservación de los recursos genéticos y producción de semillas, plántones y reproductores de alto valor genético.

El INIA, a través de la Dirección de Servicios Estratégicos Agrarios (DSEA), viene ejecutando el proyecto de inversión “Mejoramiento de los servicios de investigación y transferencia tecnológica en el manejo y recuperación de suelos agrícolas degradados y aguas para riego en la pequeña y mediana agricultura en los departamentos de Lima, Áncash, San Martín, Cajamarca, Lambayeque, Junín, Ayacucho, Arequipa, Puno y Ucayali”, con CUI N° 2487112, el cual tiene como uno de sus objetivos evaluar prácticas alternativas para el manejo de suelos y agua en la producción agrícola.

En este contexto, se ha indentificado la necesidad de implementar prácticas agrícolas más sostenibles en entornos con suelos y aguas contaminados por uso excesivo de fertilizantes sintéticos. Por ello, los biofertilizantes elaborados a partir de microalgas se han convertido en una alternativa innovadora y respetuosa con el medio ambiente para mejorar la productividad agrícola.

El presente documento ofrece una guía práctica para la producción de biofertilizantes a base de microalgas. Se destacan los métodos y técnicas de elaboración, los beneficios asociados a su aplicación, así como casos de éxito de su uso en la agricultura. Este manual está dirigido a profesionales del sector agropecuario y público en general interesado en mejorar la calidad y productividad de los suelos.

## **M. Sc. Jorge Juan Ganoza Roncal**

Presidente Ejecutivo

Instituto Nacional de Innovación Agraria



# 1. Introducción

Las microalgas son organismos unicelulares fotosintéticos, pertenecientes al grupo de las algas verdes (Chlorophyta), con una alta capacidad de adaptación a distintos ambientes y una notable eficiencia en la conversión de energía solar en biomasa (Ortiz-Moreno et al., 2019; Gómez-Luna, 2007). Su crecimiento rápido, su riqueza en compuestos bioactivos como lípidos, carbohidratos, proteínas, vitaminas y pigmentos, así como su habilidad para fijar nitrógeno atmosférico, las posicionan como una fuente de interés creciente en la biotecnología agrícola y ambiental (Gómez-Luna et al., 2022).

Desde una perspectiva agroecológica, las microalgas han cobrado especial relevancia como biofertilizantes debido a su capacidad para mejorar la fertilidad del suelo, incrementar la disponibilidad de nutrientes esenciales (nitrógeno, fósforo y potasio) y promover el crecimiento vegetal mediante la producción de fitohormonas como auxinas, giberelinas y citoquininas (Collahuazo-Reinoso y Araujo-Abad, 2019, citando a Tarakhovskaya et al., 2007). La aplicación de biofertilizantes de microalgas no solo optimiza el rendimiento agrícola, sino que también contribuye a la sostenibilidad de los sistemas productivos, a través de la reducción del uso de fertilizantes químicos y la minimización de los impactos ambientales asociados a su uso intensivo (Ali et al., 2021; Osorio-Reyes et al., 2023). Además, el cultivo de microalgas en sistemas abiertos o cerrados ofrece beneficios ecológicos adicionales, como la captura de dióxido de carbono atmosférico y la generación de oxígeno, ayudando a mitigar los efectos del cambio climático (Gómez-Luna, 2007).

Diversos estudios han demostrado que la incorporación de extractos o biomasa de microalgas en la agricultura mejora significativamente parámetros agronómicos como la altura de las plantas, el número de hojas, la biomasa aérea y radicular, así como el rendimiento de los cultivos (García-Vásquez et al., 2023; Rojas-Veramendi, 2023). Aplicaciones específicas en cultivos como maíz, tomate, cebolla, frejol y ají han mostrado aumentos en la producción, calidad de frutos, y una mayor tolerancia a condiciones de estrés abiótico como la salinidad y la sequía (Valdiviezo-Pérez, 2023; Tello-Hidalgo, 2018). Asimismo, se ha documentado que las microalgas mejoran la estructura del suelo, incrementan la retención de agua y fomentan la formación de biocostras, que estabilizan el sustrato y potencian la actividad microbiológica beneficiosa (Rad et al., 2022; Osorio-Reyes et al., 2023). La utilización de estas biomásas en formulaciones líquidas, sólidas o granuladas amplían la posibilidad de su aplicación mediante aspersión foliar y la aplicación directa al suelo, adaptándose a distintos tipos de cultivos y sistemas de producción agrícola (Ali et al., 2021; Gonçalves, 2021).

En este contexto, el presente manual ofrece alternativas viables para la producción agrícola sostenible en contextos afectados por la degradación de suelos y la contaminación de aguas, mediante la transferencia de tecnologías limpias y eficientes. El objetivo del presente documento es describir de manera detallada los procedimientos para la obtención, purificación, escalamiento y aplicación de cultivos de microalgas, y la evaluación de los parámetros críticos para su cultivo y cosecha. Esto con la finalidad de fortalecer las capacidades técnicas de agricultores, investigadores y profesionales del sector agropecuario interesados en implementar prácticas agrícolas más sostenibles y resilientes.



Ministerio de Desarrollo y Riego



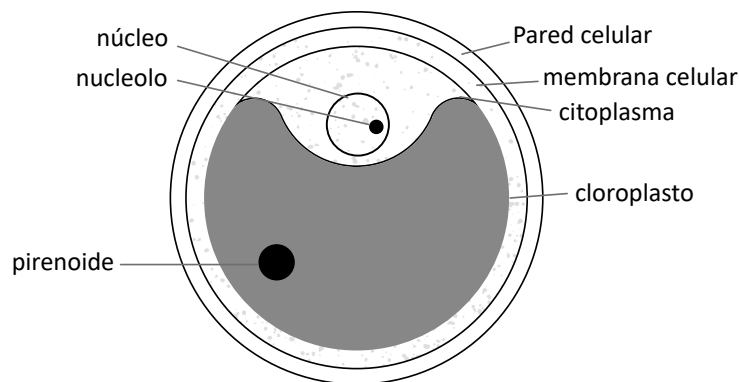
## 2. Las microalgas

Las microalgas son organismos fotoautótrofos de rápido crecimiento y capacidad de adaptación a diferentes ambientes (Ortiz-Moreno et al., 2019). Además, son organismos unicelulares eucariotas fotosintéticos, con tamaños entre los 2 a 200  $\mu\text{m}$ . Su papel ecológico dentro de las cadenas tróficas radica en la producción primaria de materia orgánica (González-Céspedes, 2015).

La composición química de las microalgas (contenido en lípidos, carbohidratos y proteínas) es variable y depende de la especie cultivada, pero puede ser manipulada mediante varios parámetros durante el proceso de su cultivo. En general, las cianobacterias tienen un contenido de hasta 20 % en lípidos, mientras que el contenido lipídico de las algas procariontas oscila entre un 20 y 50 % en peso seco (Ynga y Niño, 2019).

Jimenez-Escobedo y Castillo-Calderón (2021), citando a Baltz et al. (2010), Barsanti y Gualtieri (2014) y Algaebase (2020) indican que la morfología de las microalgas del grupo Chlorophyta varían desde células flageladas unicelulares hasta estructuras multicelulares complejas. Entre las especies más representativas se encuentran *Chlamydomonas*, *Chlorella*, *Scenedesmus*, *Spirogyra* y *Volvox*.

La microalga *Chlorella*, perteneciente al grupo de las clorofitas o algas verdes, se encuentra en ambientes de agua dulce y suelos. Su tamaño oscila entre 2 y 10  $\mu\text{m}$  de diámetro y se distingue por la ausencia de flagelos. Su estructura celular incluye un núcleo, acompañado de uno o más cloroplastos, además de otras organelas distribuidas dentro de su citoplasma (Castro-Bustamante, 2018) (Figura 1).



**Figura 1.** Estructura de la microalga *Chlorella* (Castro-Bustamante, 2018)

Las microalgas del género *Chlorella* poseen una alta tasa de crecimiento, son fáciles de cultivar a gran escala y tienen la capacidad de fijar nitrógeno atmosférico, lo que las hace ideales para su aplicación como biofertilizantes (Ortiz-Moreno et al., 2019).

A partir de diferentes especies de microalgas se extraen sustancias como vitaminas, pigmentos, alcoholes, aminoácidos, polisacáridos sulfatados, glicerol, ácidos grasos poliinsaturados, enzimas, extractos acuosos reguladores del crecimiento, ceras, biosurfactantes, fosfolípidos, lecitinas, betaínas y precursores de prostaglandinas, dependiendo de las que sean capaces de sintetizar (Gómez-Luna, 2007).

A partir de la biomasa de las microalgas se pueden extraer diferentes productos de interés biotecnológico utilizados principalmente en las industrias alimentaria, cosmética, farmacéutica, energética y en la agricultura (Gómez-Luna et al., 2022). Asimismo, las microalgas clorofitas y cianofitas producen polisacáridos (mucílago) que previenen la erosión, mejoran la estructura y el contenido de materia orgánica del suelo y aumentan la concentración de iones en los cultivos (Ortiz-Moreno et al., 2019).

## 2.1. Hábitat y factores de crecimiento

Las microalgas de la clase Chlorophyta (Chlorophytaceae), crecen principalmente en agua dulce, aunque también en hábitats marinos y ambientes extremos (Jimenez-Escobedo y Castillo-Calderón, 2021, citando a Baltz et al., 2010; Barsanti y Gualtieri, 2014; y Algaebase, 2020).

Este grupo de algas presentan un patrón de distribución amplio y es muy común encontrarlas en ríos, arroyos y medios marinos. Además, su población se correlaciona con la carga contaminante, el caudal, la temperatura, el pH, la disponibilidad de oxígeno, luz y nutrientes del medio acuático (Gómez-Luna, 2007). Las algas son esenciales en los ecosistemas acuáticos, contribuyendo al balance de oxígeno y al flujo de energía. Algunas especies resisten condiciones extremas, como desiertos, hielos o aguas hipersalinas.

Por otro lado, las algas marrones (familia: Phaeophyceae) y rojas (familia: Rhodophyceae) están distribuidas en ecosistemas marinos y costeros. Las microalgas están ampliamente distribuidas en ecosistemas marinos y de agua dulce. En el Perú, especies como *Nannochloropsis oceanica*, *Isochrysis galbana* y *Chlorella vulgaris* se han cultivado con éxito en condiciones controladas (Oscanoa et al., 2020).

En ecosistemas naturales, su desarrollo depende de factores como la luz, la temperatura y los nutrientes. En ríos y arroyos, la flora fitoplanctónica varía según la profundidad, el caudal y la contaminación, predominando clorofitas, cianofitas y diatomeas. Asimismo, factores estacionales y espaciales influyen en su distribución, diferenciándose de los manantiales y otros ambientes acuáticos (Gómez-Luna, 2007).

Finalmente, hay que tener en consideración que la presencia de microalgas en los estanques está directamente relacionada con la disposición de nutrientes en los mismos. La diferencia entre la frecuencia de aparición de estas puede deberse a la metodología de aislamiento a nivel de laboratorio, más que a su presencia en los estanques; esto significa que a pesar de que algunos géneros o especies no sean detectados, podrían encontrarse en ellos (Villalobos y Scholz, 2013).

## 2.2. Fases de crecimiento

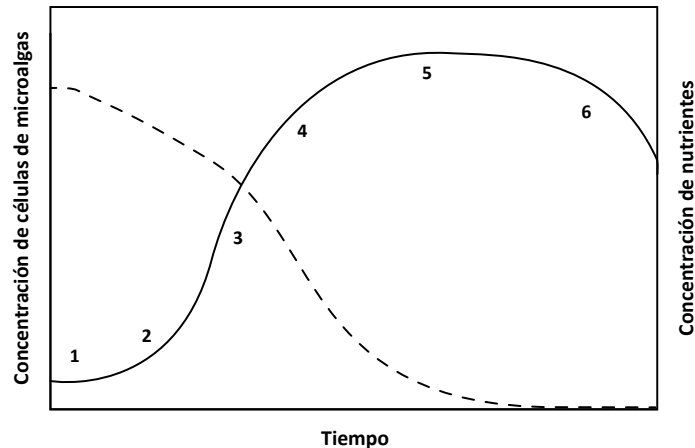
Lee et al. (2015) refiere que las microalgas presentan patrones de crecimiento típicos de los microorganismos, los cuales se pueden graficar en curvas sigmoideas como se presenta en la Figura 2. Este proceso refleja cómo las microalgas responden a su entorno y a la disponibilidad de recursos a lo largo del tiempo.

El crecimiento de las microalgas se divide en seis fases (Lee et al., 2015):

- **Fase lag:** no hay crecimiento, ya que las microalgas se están adaptando a las nuevas condiciones ambientales.
- **Fase exponencial:** el crecimiento comienza a aumentar progresivamente.
- **Fase lineal:** la población crece a una tasa constante, modificando su entorno.
- **Fase de declive de crecimiento:** el crecimiento disminuye debido a que la luz y otras condiciones ambientales pueden ser limitantes. La biomasa de algas se acumula a una tasa constante hasta que los nutrientes e inhibidores limitan su crecimiento.
- **Fase estacionaria:** el crecimiento se detiene porque los nutrientes o la luz se agotan, alcanzando el umbral de supervivencia celular.

- **Fase de muerte:** la población comienza a disminuir, dependiendo de la duración de la fase estacionaria y del tipo de organismo.

El crecimiento depende de factores como la luz, los nutrientes y el pH, los cuales pueden optimizarse en sistemas controlados (Osorio-Reyes et al., 2023).



**Figura 2.** Fases del crecimiento de las microalgas en cultivo líquido. 1) Fase lag, 2) fase exponencial, 3) fase lineal, 4) fase de declive de crecimiento, 5) fase estacionaria y 6) fase de muerte. Adaptado de Lee et al. (2015), citando a Kim (2015), Mata et al. (2010) y Richmond y Hu (2013)

### 2.3. Factores que influyen en el crecimiento y producción de microalgas

En sistemas de producción de microalgas, existen diversos factores que influyen en su crecimiento y productividad. Las microalgas requieren para su crecimiento  $\text{CO}_2$ , nitrógeno, fósforo, potasio, magnesio y otros micronutrientes, como ciertos metales, que son esenciales al actuar como cofactores de enzimas clave en su metabolismo. Además, factores como la temperatura, la intensidad luminosa, la salinidad, la disponibilidad de nutrientes y el pH óptimo juegan un papel crucial en su producción, variando significativamente entre diferentes especies (González-Céspedes, 2015; Martínez de la Cruz et al., 2022, citando a Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y Agricultura [FAO], 1991).

Por tanto, se hace imperativo optimizar y mantener estos parámetros durante el proceso de cultivo. Los parámetros generalizados y sus rangos óptimos se muestran a continuación en la Tabla 1.

**Tabla 1.** Parámetros que afectan el crecimiento microalgal

Parámetros	Unidad	Rango	Óptima
Temperatura	°C	16-27	18-24
Salinidad	g L <sup>-1</sup>	12-40	20-24
Intensidad de la luz	μmol m <sup>-2</sup> s <sup>-1</sup>	1 000-10 000	2 500-5 000
Fotoperiodo (luz-oscuridad)	-	-	16:8 (mínimo)
24:0 (máximo)	-	-	24:0 (mínimo)
pH	-	7-9	8.2-8.7

Martínez de la Cruz et al. (2022), citando a FAO (1991).

Por su parte, García-Blásquez et al. (2017) refieren que los requerimientos de las microalgas en cultivo deben contar con valores óptimos de acuerdo con la Tabla 2.

**Tabla 2.** Requerimiento fisicoquímico de las microalgas

Factores físicos	
Temperatura	15 a 22 °C
Fotoperiodo	12:12 (luz : oscuridad)
Intensidad lumínica	60 - 80 μmol m <sup>-2</sup> s <sup>-1</sup>
Salinidad	0 - 37 ‰
pH	7 a 9
Factores químicos	
Nutrientes	C, O, H, N, P, S, Na, K, Ca, Mg, Fe, Zn, Mn, B, Br, Si, Cu, Co, Cl, Sr
Vitaminas	B <sub>12</sub> , tiamina, biotina

Adaptado de García-Blásquez et al. (2017).

Los factores químicos resultan importantes en la decisión del medio de cultivo a utilizar en la producción de microalgas. Entre los medios más utilizados en el cultivo de microalgas se citan:

- **Medio F/2:** diseñado para microalgas marinas como dinoflagelados, diatomeas y clorófitas. Se prepara añadiendo soluciones stock de macronutrientes, micronutrientes, silicato (para diatomeas) y Tris en agua de mar filtrada y esterilizada. Posteriormente, se enriquece con una solución de vitaminas mediante filtración estéril (García-Blásquez et al., 2017, citando a Guillard, 1975 y Andersen, 2005)
- **Medio Chu:** destinado a microalgas de agua dulce, su formulación incluye citrato férrico, macronutrientes y micronutrientes, agregados a una solución de agua destilada y esterilizados antes de su uso (García-Blásquez et al., 2017, citando a Andersen, 2005).
- **Medio basal de Bold:** formulación utilizada para el crecimiento de microalgas y cianobacterias en condiciones controladas. Contiene macronutrientes esenciales como nitrato de sodio ( $\text{NaNO}_3$ ), cloruro de sodio ( $\text{NaCl}$ ), fosfato dipotásico ( $\text{K}_2\text{HPO}_4$ ), fosfato monopotásico ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ), sulfato de magnesio heptahidratado ( $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ ) y cloruro de calcio dihidratado ( $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ ), fundamentales para el metabolismo celular. Incluye ácido etilendiaminotetraacético (EDTA) y KOH para mejorar la disponibilidad de nutrientes, junto con sulfato ferroso heptahidratado ( $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ ) y ácido sulfúrico ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ) para la absorción de hierro. Además, aporta ácido bórico ( $\text{H}_3\text{BO}_3$ ) y micronutrientes como Zn, Mn, Mo, Cu y Co, asegurando un crecimiento óptimo de los microorganismos (Ardilla-Álvarez et al., 2017).



Instituto Nacional de Innovación Agraria





### 3. Uso de las microalgas en la agricultura

Los biofertilizantes preparados con extractos de microalgas son una alternativa sostenible en el mejoramiento, producción y protección de los cultivos agrícolas, siendo uno de los campos por explorar y más prometedores de la biotecnología y la bioingeniería (Collahuazo-Reinoso y Araujo-Abad, 2019, citando a Tarakhovskaya et al., 2007). Es importante comprender que diferentes compuestos de las microalgas pueden actuar como: mejoradores del suelo, protección de los cultivos contra factores de estrés bióticos y abióticos, y estimulación directa del crecimiento (Gonçalves, 2021).

Los biofertilizantes de microalgas pueden suministrar nitrógeno en formas disponibles para las plantas, además de potenciar el desarrollo de los cultivos por medio de reguladores de crecimiento o fitohormonas (auxinas, giberelinas y citoquinas) y a altos niveles de macro y micronutrientes (Collahuazo-Reinoso y Araujo-Abad, 2019, citando a Tarakhovskaya et al., 2007).

Asimismo, el uso de suspensiones de microalgas tiene un impacto significativo en la microbiota del suelo. Este tipo de fertilización contribuye a mejorar la capacidad del suelo para aumentar los niveles de carbono y nitrógeno en su capa superficial, lo cual promueve la formación de biocostras, beneficiando así la estabilidad del suelo (Rad et al., 2022). Además, su aplicación ha permitido reducir la dependencia de fertilizantes sintéticos, promoviendo una agricultura más sostenible y eficiente (Ali et al., 2021; Osorio-Reyes et al., 2023).

Diversos estudios han demostrado que el uso de biofertilizantes a base de microalgas mejora significativamente la productividad agrícola, la absorción de nutrientes y la resistencia de los cultivos a factores de estrés abiótico. García-Vásquez et al. (2023) reportan que el uso de biofertilizantes de microalgas en cultivos de maíz (*Zea mays* L.) presenta beneficios en la mejora en las variables agronómicas y productivas del cultivo, en términos de rendimiento. Además, estudios han demostrado mejoras en la altura y el número de hojas en el cultivo de tomate, así como en la producción y la calidad del cultivo de ají escabeche tras la aplicación de extractos de microalgas (Valdiviezo-Pérez, 2023). A continuación, se destacan algunas investigaciones sobre el uso de microalgas en la agricultura.

### 3.1. Estudio de casos

Tello-Hidalgo (2018) evaluó la respuesta agronómica del fréjol (*Phaseolus vulgaris* L.) a un biofertilizante elaborado con microalgas *Chlorella* y *Scenedesmus*. Los tratamientos con microalgas presentaron una mejor altura de la planta, mayor número de flores y vainas; asimismo, favoreció la longitud de raíz y de la vaina, así como el peso seco en raíz y parte aérea. Además, mejoró el rendimiento del cultivo. Este efecto se atribuyó a la capacidad de las microalgas en producir sustancias reguladoras del crecimiento (auxinas, giberelinas, citoquinonas, etileno y ácido abscísico) en cantidades apreciables que inducen el crecimiento.

García-Vásquez et al. (2023) realizó un estudio sobre el efecto agronómico y productivo de la biofertilización a base de microalgas (*Chaetoceros gracilis* y *Chlorella vulgaris*) en el rendimiento y crecimiento del cultivo de maíz. Los resultados mostraron que el tratamiento con 20 mg por planta de *Chaetoceros gracilis* como biofertilizante, presentó los mejores resultados en altura de planta (220.1 cm), longitud de mazorca ( $18.17 \pm 2.02$  cm), número de hileras por mazorca ( $17.88 \pm 1.36$ ), número de granos por mazorca ( $652.16 \pm 58.23$ ), peso de la mazorca con tusa ( $295.03 \pm 8.91$  g) y el mayor rendimiento ( $9\ 144.33$  kg ha<sup>-1</sup>).

En el estudio realizado por Rojas-Veramendi (2023), en plantas de tomate, se utilizó un biofertilizante a base de microalgas como fuente de nutrientes. El tratamiento de extracto de algas marinas a una dosis de 430 g ha<sup>-1</sup> reportó mayor rendimiento con 37,23 t ha<sup>-1</sup>, superando al testigo en un 41 % y con un mayor efecto que los tratamientos con aminoácidos y ácidos fúlvicos. Estos resultados se asociaron a las sustancias bioactivas presentes en las algas marinas como vitaminas, minerales, reguladores del crecimiento, compuestos orgánicos y humectantes, coloides limosos (agar, ácido algínico y manitol).





## 4. Métodos para la aplicación de biofertilizantes de microalgas y sus beneficios en la agricultura

Los biofertilizantes a base de microalgas pueden aplicarse de diversas formas según el tipo de cultivo y las condiciones del suelo. Las principales formas de aplicación incluyen aspersión foliar, aplicación directa al suelo en drench o vía sistema de riego, cada una con beneficios específicos para mejorar la absorción de nutrientes, la estructura del suelo y la productividad de los cultivos (Ali et al., 2021; Osorio-Reyes et al., 2023). Asimismo, se menciona el tratamiento de semillas (Habibi et al., 2019).

Se ha confirmado que el uso de microalgas y otros microorganismos, incluso en condiciones adversas como el desierto, mejora las propiedades del suelo como la retención de agua, la estabilidad general y elimina contaminantes (Osorio-Reyes et al., 2023).

Entre los métodos y los beneficios de aplicación de los biofertilizantes de microalgas, se citan los siguientes:

### 4.1. Aplicación foliar

Consiste en pulverizar extractos líquidos de microalgas directamente sobre las hojas, lo que permite una absorción rápida de nutrientes y bioestimulantes. Este método ha demostrado los siguientes efectos en los cultivos:

- Mejora la absorción de nutrientes en cultivos agrícolas como arroz, trigo y espinaca (Osorio-Reyes et al., 2023).
- Aumenta el área foliar, diámetro y peso del bulbo en cebolla (*Allium cepa*) (Dineshkumar et al., 2018).
- Incrementa el rendimiento de cultivos hortícolas, como el ají escabeche, con dosis óptimas de 6 a 8 L ha<sup>-1</sup> (Valdiviezo-Pérez, 2023).
- Mejora la resistencia de las plantas a factores de estrés abiótico, como la sequía y la salinidad (Abideen et al., 2022; Sathasivam et al., 2017).

## 4.2. Aplicación directa al suelo

El uso de biofertilizantes microalgales en el suelo mejora su fertilidad de las siguientes formas:

- Aumenta la actividad microbiana beneficiosa y la disponibilidad de nutrientes esenciales (Oscanoa et al., 2020).
- Reduce la erosión y mejora la estructura del sustrato, favoreciendo el crecimiento radicular (Magro et al., 2021).
- Incrementa la retención de agua y mejora la absorción de nutrientes en cultivos sometidos a estrés hídrico (Najjar et al., 2021; Ortiz-Moreno et al., 2019).
- Enriquece de la microbiota del suelo y mejora la calidad del sustrato mediante el uso de biochar enriquecido con cianobacterias, lo que permite una liberación lenta de nitrógeno y fósforo (Kholssi et al., 2018).

## 4.3. Fertirrigación

La fertirrigación permite distribuir biofertilizantes de microalgas de manera uniforme en cultivos intensivos mediante el riego por goteo o aspersión. Sus principales beneficios incluyen:

- Mejor absorción gradual de nutrientes, especialmente nitrógeno y fósforo (Turhan et al., 2022).
- Reducción del uso de fertilizantes sintéticos, minimizando su impacto ambiental y optimizando la productividad agrícola (Slinksienè et al., 2022).
- Mayor disponibilidad de nutrientes esenciales en cultivos de alto rendimiento como hortalizas y cereales (Gonçalves et al., 2023).





## 5. Producción de microalgas

El procedimiento de obtención de cepa, aislamiento y producción de microalgas se describe según la metodología empleada en la Estación Experimental Agraria Baños del Inca del Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA) para la producción de biofertilizantes a partir de algas del género *Chlorella*.

### 5.1. Obtención de cepas de microalgas

Se recomienda recolectar muestras en lugares donde se presuma la presencia de microalgas, ya sea por antecedentes, experiencias previas, coloración del agua, fundamentos teóricos o por la alta probabilidad de su existencia. En el caso particular del estudio del INIA, se colectaron 5 litros de agua residual provenientes del efluente de la planta de tratamiento de aguas residuales de Celendín (Figura 3).



Figura 3. Recolección de muestras de microalgas

En el laboratorio, se toma un litro de la muestra sin agitación. A partir de este volumen, se extrae una gota, para su observación al microscopio e identificación de las microalgas. En el estudio del INIA, se identificaron principalmente microalgas del género *Chlorella* sp., junto con otros microorganismos, lo que justificó la necesidad de purificar las cepas presentes.

## 5.2. Purificación de cepas de microalgas

A partir de un litro de muestra de agua residual, se realizan diluciones seriadas en una proporción de 1:10, (se sugiere hasta cuatro diluciones seriadas). Para realizar las diluciones seriadas, se tomó 1 mL de la muestra original (Figuras 4 y 5) con una pipeta estéril y se transfirió a un primer tubo de ensayo que contenía 9 mL de diluyente, obteniendo así una dilución  $10^{-1}$ . A partir de esta, se repitió el proceso: 1 mL de la dilución  $10^{-1}$  se transfirió a un nuevo tubo con 9 mL de diluyente ( $10^{-2}$ ), y así sucesivamente hasta alcanzar la dilución  $10^{-4}$  (Figura 6). Este procedimiento permite seleccionar las diluciones más adecuadas para la siembra en función del crecimiento microbiano observado, optimizando así el aislamiento de cultivos puros.



**Figura 4.** Toma de muestra de microalgas



**Figura 5.** Muestra inicial (1 mL) para realizar la dilución seriada 1:10



**Figura 6.** Dilución seriada 1:10

Una vez diluida la muestra, se procede a la purificación de las cepas. Para ello, las alícuotas de las diluciones seriadas deben ser sembradas en placas con medio basal de Bold. Con la ayuda de un asa de siembra, las alícuotas se distribuyen uniformemente sobre la superficie del medio (Figura 7). Aunque el uso de una cámara de flujo laminar es altamente recomendable para mantener condiciones asépticas y minimizar el riesgo de contaminación, su utilización no es estrictamente obligatoria en todos los casos. Si se trabaja en un ambiente limpio, con una correcta desinfección del área de trabajo y el empleo adecuado de técnicas de siembra estériles, es posible obtener resultados satisfactorios. No obstante, en contextos donde se requiere alta fidelidad en la pureza de las cepas o cuando se manipulan microorganismos particularmente sensibles, el uso de la cámara se vuelve esencial. Posteriormente, las placas sembradas deben ser incubadas a una temperatura controlada de 25 °C. Estas deben ser revisadas de forma diaria para verificar el crecimiento y desarrollo de las colonias. Para garantizar la pureza, las colonias aisladas deben ser seleccionadas y resembradas de manera sucesiva.



**Figura 7.** Purificación de cepas de microalgas. A) Insumos para la preparación del medio de cultivo (agua destilada, medio de cultivo Bold, placas Petri, asa de col), B) vertido del medio a las placas Petri y C) siembra de la muestra de microalga

Una vez sembradas las placas Petri, estas se sellan con parafilm para prevenir la contaminación cruzada con otros microorganismos presentes en el ambiente. Posteriormente, las placas se envuelven en papel y se incuban de acuerdo con las especificaciones indicadas en el párrafo anterior (Figura 8).



**Figura 8.** Incubación de las muestras a 25°C

Es importante rotular correctamente las placas Petri para asegurar la trazabilidad de las muestras y evitar su pérdida. Se recomienda incluir información relevante como el código de la muestra y la fecha de siembra.

Transcurridos tres días, se debe verificar el crecimiento de las microalgas, observando la coloración, la presencia de microorganismos contaminantes y otros aspectos que pudieran indicar contaminación de las muestras (Figura 9).



**Figura 9.** Verificación del cultivo en las placas Petri

**Nota:**

Es importante considerar la temperatura de incubación de las microalgas durante el proceso de purificación de cepas, con el fin de evitar la fusión del medio solidificado (cambio de estado a líquido), lo cual podría provocar la pérdida de las microalgas propagadas.

## 5.3. Escalamiento de cultivos de microalgas

El escalamiento del cultivo debe realizarse considerando las fases de desarrollo celular de las microalgas, así como sus requerimientos nutricionales específicos en cada etapa, para garantizar un crecimiento óptimo y sostenible. Se recomienda escalar las microalgas al sexto día, ya que en este periodo se encuentra en su fase de crecimiento exponencial (Colorado-Gómez et al., 2013).

Bajo las condiciones expuestas, se sugieren tres escalamientos a diferentes volúmenes. El primero se efectúa en un volumen reducido, con el objetivo de adaptar las microalgas al nuevo medio y favorecer su crecimiento. El segundo se lleva a cabo en un volumen intermedio, donde las microalgas ya adaptadas ingresan en su fase de crecimiento exponencial. El tercero se realiza en un volumen mayor, en el cual es fundamental un monitoreo constante del pH y la temperatura, ya que las microalgas requieren un ambiente óptimo para continuar su desarrollo. En esta etapa, además, se deben retirar aquellas microalgas que han completado su ciclo y reponer los nutrientes del medio. Los detalles de cada escalamiento se presentan a continuación:

### a. Escalamiento 1

Este procedimiento se ilustra en la Figura 10:

- En un vaso de precipitado de 600 mL, añadir 250 mL de agua destilada.
- Pesar 10 g de nutriente con formulación 20:20:20 (NPK).
- Disolver los 10 g de nutriente en el agua destilada, agitando suavemente hasta su completa disolución.
- Medir el pH de la solución resultante. Este debe estar en un rango de 7.5 a 8. Si el pH es inferior al valor deseado, ajustar gradualmente utilizando una solución de bicarbonato, agitando y midiendo constantemente hasta alcanzar el rango adecuado. Una vez ajustado el pH, añadir 100 mL de cultivo puro de *Chlorella* sp., proveniente de las cepas previamente purificadas.
- Aforar hasta los 600 mL con agua destilada.



**Figura 10.** Escalamiento 1. A) Adición de 250 ml de agua a los vasos de precipitados conteniendo 10 g de nutriente, B) dilución del nutriente, C) adición de 100 mL del cultivo y D) muestras aforadas

## b. Escalamiento 2

Este procedimiento se ilustra en la Figura 11:

- En un vaso de precipitado de 1 000 mL, añadir 500 mL de agua destilada.
- Pesar 20 g de nutriente con formulación 20:20:20 (NPK).
- Disolver los 20 g de nutriente en el agua destilada, agitando suavemente hasta lograr una disolución completa.
- Medir el pH de la solución obtenida. El valor debe encontrarse en el rango de 7.5 a 8. Si el pH es inferior al rango deseado, ajustar gradualmente utilizando una solución de bicarbonato, agitando y midiendo constantemente hasta alcanzar el valor adecuado. Una vez ajustado el pH, incorporar 200 mL de cultivo puro de *Chlorella* sp., proveniente de cepas previamente purificadas.
- Aforar hasta los 1 000 mL con agua destilada.



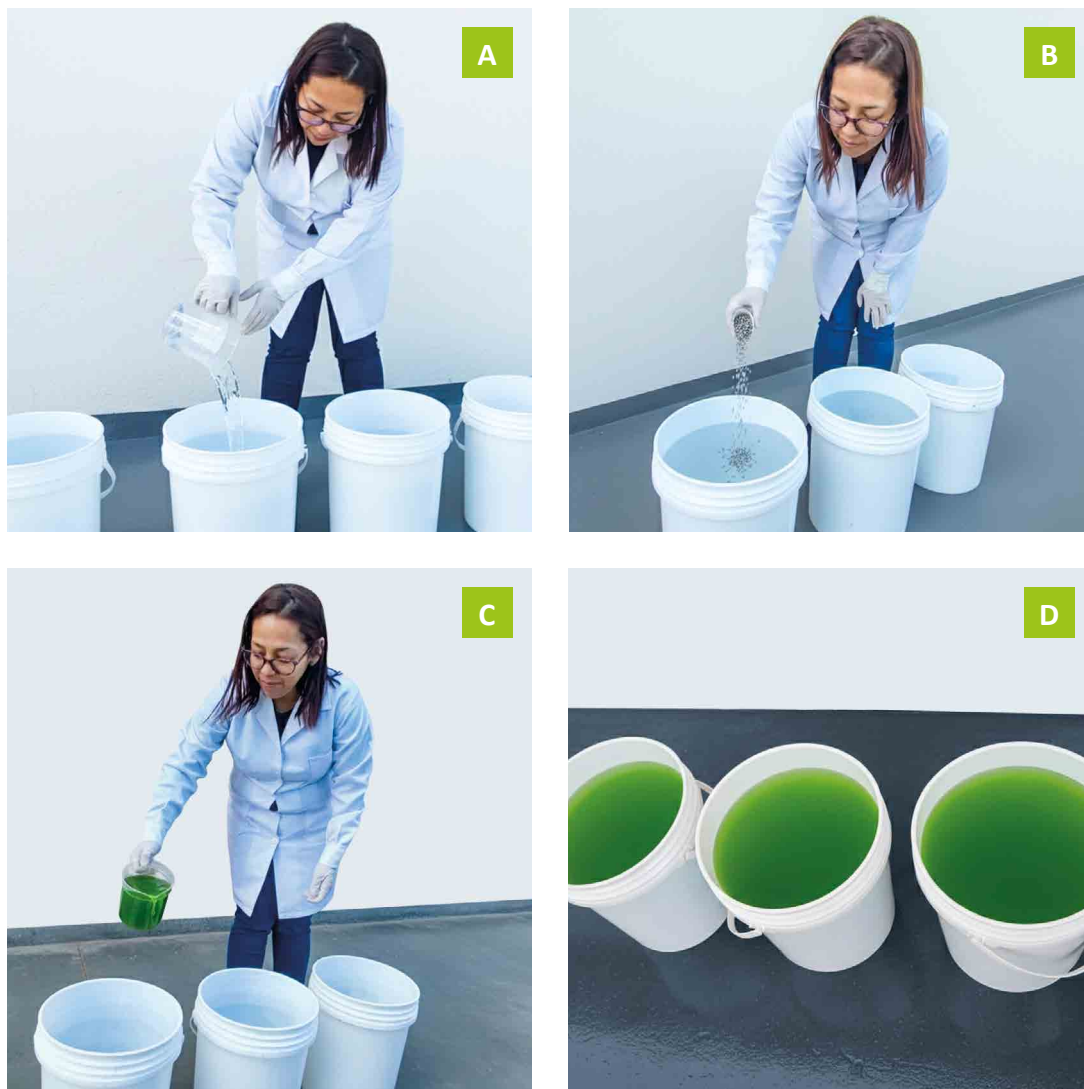


**Figura 11.** Escalamiento 2. A) Adición de 500 ml de agua a los vasos de precipitados conteniendo 20 g de nutriente, B) dilución del nutriente, C) adición de 200 mL del cultivo y D) muestras aforadas

### c. Escalamiento 3

Este procedimiento se ilustra en la Figura 12:

- En un balde de 20 litros, añadir 15 litros de agua destilada.
- Pesar 160 g de abono foliar con formulación 20:20:20 (NPK).
- Disolver los 160 g de abono en el agua destilada, agitando suavemente hasta lograr una disolución completa.
- Medir el pH de la solución resultante. El valor debe encontrarse en el rango de 7.5 a 8.
- Si el pH es inferior al valor deseado, ajustar gradualmente utilizando una solución de bicarbonato, agitando y midiendo constantemente hasta alcanzar el rango adecuado.
- Una vez ajustado el pH, añadir 2 000 mL de cultivo puro de *Chlorella* sp., proveniente de cepas previamente purificadas.
- Aforar hasta los 20 litros con agua destilada.
- Cada 6 días añadir 80 g de abono foliar de composición 12 % de nitrógeno, 12 % de fósforo y 7 % de potasio (2 aplicaciones).



**Figura 12.** Escalamiento 3. A) Adición de agua destilada, B) adición del nutriente, C) adición de 2 000 mL de cultivo puro de *Chlorella* sp. y D) aforo de la muestra

Una experiencia adicional desarrollada en el INIA (datos no publicados), muestra que, de acuerdo al protocolo desarrollado, se suministrará al cultivo inicial lo siguiente:

- Medio: Nitrofoska (10-40-2)
- Inóculo: 10 mL muestra verdosa en 90 mL de medio de cultivo
- Fotoperiodo: 12/12 (luz/oscuridad)
- Temperatura: 25 °C
- Luz: blanca fría, 30-40 W
- Agitación: 100 RPM

El medio Nitrofoska se prepara diluyendo entre 2 y 5 g del fertilizante foliar en 70 mL de agua, cuidando que el pH se mantenga cercano a 7 ya que este puede variar según la calidad del agua utilizada, Posteriormente, enrasar a 90 mL. Es importante realizar un monitoreo constante de los requerimientos nutricionales y de los parámetros de control durante el cultivo. Este medio tiene una duración útil de aproximadamente 4 a 5 días, transcurrido este tiempo se recomienda renovar el cultivo en un medio fresco.

## 5.4. Cuantificación de la densidad celular de las microalgas

Se sugiere realizar la cuantificación de la densidad celular en cada escalamiento. Para ello, se emplea el siguiente procedimiento:

- Extraer entre 2 y 3 mL de la muestra de microalgas y transferirla a un vial limpio.
- Añadir una gota de solución de Lugol para fijar las células, mezclando suavemente para evitar la formación de burbujas.
- Con la ayuda de una micropipeta, transferir una pequeña alícuota de la muestra fijada a una cámara de Neubauer.
- Colocar la cámara de Neubauer en el microscopio y realizar la observación bajo aumento adecuado (generalmente 40X) para el conteo celular.

En la Figura 13 se ilustra el procedimiento de cuantificación de la densidad celular.



**Figura 13.** Verificación y cuantificación de la densidad celular de microalgas

## 5.5. Evaluación de parámetros fisicoquímicos en el medio de cultivo

La evaluación del pH y la temperatura es fundamental para el éxito del cultivo de la microalga *Chlorella* sp. Se recomienda registrar el pH y la temperatura en cada fase del escalamiento del cultivo, haciendo uso de un pH-metro y un termómetro digital, respectivamente (Figura 14). El procedimiento sugerido es el siguiente:

- Al preparar la solución base (abono foliar + agua destilada), medir y registrar el pH antes de añadir la microalga, para verificar que se encuentra dentro del rango óptimo (7.5 - 8) y, de ser necesario, realizar los ajustes correspondientes.
- Después de adicionar el cultivo de *Chlorella* sp., realizar una nueva medición del pH, ya que la presencia del organismo puede generar ligeras variaciones.
- Medir y registrar el pH y la temperatura a las 24 horas, al tercer día, luego al séptimo y, finalmente, al día catorce, con la finalidad de monitorear la estabilidad del medio y el desarrollo del cultivo.



Figura 14. Medición de temperatura

## 5.6. Cosecha de la biomasa de microalgas

El procedimiento de cosecha comprende los siguientes pasos (Figura 15):

- **Verificación del estado del cultivo:** observar que las microalgas presenten una coloración verde intensa y que han alcanzado la fase estacionaria, según la curva de crecimiento establecida (Figura 2), aproximadamente a los 15 días (con densidad de  $4.0 \times 10^6$ ).
- **Preparación de la biomasa:** separar las microalgas del agua por decantación. Luego de la decantación, homogeneizar suavemente la muestra para asegurar una distribución uniforme del material biológico, evitando la sedimentación desuniforme. Luego, transferir cuidadosamente la biomasa concentrada a crisoles limpios o recipientes adecuados (resistentes al calor), según el volumen disponible.
- **Preparación del equipo:** precalentar la estufa a  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$ , asegurando una temperatura estable antes de introducir las muestras.
- **Secado de la biomasa:** colocar los crisoles con la biomasa dentro de la estufa y mantenerlos durante 24 horas. Este proceso permite la eliminación gradual de la humedad sin comprometer la integridad de compuestos sensibles como proteínas, pigmentos y lípidos, puesto que por encima de los  $60\text{ }^{\circ}\text{C}$  puede ser perjudicial (Bennamoun et al., 2015).

- **Enfriamiento:** transcurrido el tiempo de secado, retirar los crisoles de la estufa y dejar enfriar a temperatura ambiente en un desecador (si está disponible), para evitar la absorción de humedad del ambiente, aproximadamente 5 horas.
- **Pesaje y almacenamiento:** pesar la biomasa seca utilizando una balanza analítica. Almacenar el material seco en frascos herméticos, limpios y rotulados, protegidos de la luz y la humedad para preservar su calidad.



Figura 15. Secado de las microalgas en la estufa

## 5.7. Recomendaciones generales de aplicación

El producto a base de *Chlorella* se aplica de forma foliar a diversos cultivos en los estados de crecimiento vegetativo a floración. En base a las experiencias desarrolladas en el Instituto Nacional de Innovación Agraria, se sugiere aplicar 5 kg por hectárea en concentración poblacional de  $4.0 \times 10^6 \text{ L}^{-1}$  de microalgas. La frecuencia de aplicación depende de las necesidades nutricionales del cultivo, pero en general se sugiere aplicar cada 14 a 21 días.

La aplicación se realiza mediante aspersión con constante agitación del tanque para evitar el aglutinamiento de las partículas del biofertilizante y evitar el taponamiento de boquillas. Para ello, se pueden usar mochilas manuales o motorizadas, de acuerdo con el volumen de aplicación y al área de cultivo.





## 6. Referencias bibliográficas

- Ali, O., Ramsubhag, A. y Jayaraman, J. (2021). Biostimulant Properties of Seaweed Extracts in Plants: Implications towards Sustainable Crop Production. *MDPI-Plants*, 10(3), 531. <https://doi.org/10.3390/plants10030531>.
- Abideen, Z., Waqif, H., Munir, N., El-Keblawy, A., Hasnain, M., Radicetti, E., Mancinelli, R., Nielsen, B. y Haider, G. (2022). Algal-mediated nanoparticles, phycochar, and biofertilizers for mitigating abiotic stresses in plants: A review. *Agronomy*, 12, 1-27. <https://doi.org/10.3390/agronomy12081788>
- Ardilla-Álvarez, A., López-Matos, Y., Vásquez-Cáceres, M., González-Delgado, A. y Barajas-Solano, A. (2017). Obtención de lípidos y carbohidratos a partir de microalgas mediante el diseño de medios de cultivo selectivos. *Tecnológicas*. 20(38), 85-96. <http://www.scielo.org.co/pdf/teclo/v20n38/v20n38a07.pdf>
- Castro-Bustamante, J. (2018). *Diseño de una planta piloto para el crecimiento de microalgas heterótrofas* [Trabajo de fin de grado, Universidad de Valladolid]. Repositorio documental de la Universidad de Valladolid. <https://uvadoc.uva.es/bitstream/handle/10324/32691/TFG-I-1009.pdf?sequence=1>
- Collahuazo-Reinoso, Y. y Araujo-Abad, S. (2019). Producción de biofertilizantes a partir de microalgas. *Revista del Centro de Estudio y Desarrollo de la Amazonía*, 10(2), 75-80. <https://revistas.unl.edu.ec/index.php/cedamaz/article/view/648>.
- Colorado-Gómez, M., Moreno-Tirado, D. y Pérez-Posada, J. (2013). Desarrollo, producción y beneficios ambientales de la producción de microalgas. La experiencia en La Guajira, Colombia. *Ambiente y Desarrollo*, 17(32), 113-126. <https://revistas.javeriana.edu.co/index.php/ambienteydesarrollo/article/view/6049>.
- Dineshkumar, R., Subramanian, J., Arumugam, A., Ahamed Rasheeq, A., y Sampathkumar, P. (2018). Exploring the microalgae biofertilizer effect on onion cultivation by field experiment. *Waste and Biomass Valorization*, 9(6), 1-10. <https://doi.org/10.1007/s12649-018-0466-8>
- García-Blásquez, L., Hernández-Acevedo, H. y Aguirre-Obregón, M. (2017). *Manual de obtención de cepas de microalgas*. Instituto del Mar del Perú. [https://rnia.produce.gob.pe/wp-content/uploads/2019/10/Manual-microalgas-cepas\\_2015.pdf](https://rnia.produce.gob.pe/wp-content/uploads/2019/10/Manual-microalgas-cepas_2015.pdf).

- García-Vásquez, G., Álvarez-Sánchez, A., y Yáñez-Cajo, D. (2023). Efecto agronómico y productivo de la biofertilización a base de microalgas *Chaetoceros gracilis* y *Chlorella vulgaris* en el cultivo de maíz (*Zea mays* L.) en Pueblo Viejo, Ecuador. *Revista Ciencia y Tecnología*, 16(1), 43-51. <https://doi.org/10.18779/cyt.v16i1.699>.
- Gómez-Luna, L. (2007). Microalgas: Aspectos ecológicos y biotecnológicos. *Revista Cubana de Química*, 19(2), 3-20. <https://www.redalyc.org/pdf/4435/443543707001.pdf>
- Gómez-Luna, L., Tormos-Cedeño, L. y Ortega-Díaz, Y. (2022). Cultivo y aplicaciones de *Chlorella vulgaris*: principales tendencias y potencialidades en la agricultura. *Tecnología química*, 42(1), 1-24. <http://scielo.sld.cu/pdf/rtq/v42n1/2224-6185-rtq-42-01-70.pdf>.
- Gonçalves, A. (2021). The Use of Microalgae and Cyanobacteria in the Improvement of Agricultural Practices: A Review on Their Biofertilising, Biostimulating and Biopesticide Roles. *MDPI-Applied Sciences*, 11(2). <https://doi.org/10.3390/app11020871>.
- González-Céspedes, A. (2015). *¿Qué son las microalgas? Interés y uso*. Fundación Cajamar – Grupo Cooperativo Cajamar. <https://www.cajamar.es/storage/documents/microalgas-1444391623-ca345.pdf>
- Hernández-Pérez, A., y Labbé, J. I. (2014). Microalgas, cultivo y beneficios. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 49(2), 157-173. <https://doi.org/10.4067/S0718-19572014000200001>.
- Jimenez-Escobedo, M. y Castillo-Calderón, A. (2021). Microalgal biomass with high potential for the biofuels production. *Scientia Agropecuaria*, 12(2), 265-282. <https://dx.doi.org/10.17268/sci.agropecu.2021.030>.
- Kholssi, R., Marks, E. A. N., Montero, O., Pascual Maté, A., Deboudi, A., y Rad, C. (2018). The growth of filamentous microalgae is increased on biochar solid supports. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 13, 182-185. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2017.12.011>
- Lee, E., Jalalizadeh, M., y Zhang, Q. (2015). Growth kinetic models for microalgae cultivation: A review. *Algal Research*, 12, 497-512. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2015.10.004>

- Magro, F. G., Freitag, J. F., Bergoli, A., Cavanhi, V. A. F., y Colla, L. M. (2021). Cultivo de microalgas en consorcios utilizando efluentes para la fabricación de bioproductos. *Revista de Ciencias Biotecnológicas*, 20, 865–886. <https://doi.org/10.1007/s11157-021-09587-9>
- Martínez de la Cruz, M., Robles-Heredia, J., Narváez-García, A., Anguebes-Franseschi, F., Tamayo-Ordoñez, M., Ruíz-Marín, A y Canedo-López, Y. (2022). Desarrollo celular de *Chlorella vulgaris* en FBR de columna de burbujeo bajo distintos regímenes de luz. *Journal of Basic Sciences*, 8(23), 72-84. <https://revistas.ujat.mx/index.php/jobs/article/view/5346/3925>
- Najjar, A. A., Kuhn, A. J., Al-Tardeh, S. M., y Kuchendorf, C. M. (2021). Microalgae and biochar agro-fertilization of the Palestinian Rehan barley cultivar under salinity stress. *Agronomy*, 11. <https://doi.org/10.3390/agronomy11112309>
- Ortiz-Moreno, M., Sandoval-Parra, K. y Solarte-Murillo, L. (2019). *Chlorella*, ¿un potencial biofertilizante?. *Orinoquia*, 23(2), 71-78. <https://doi.org/10.22579/20112629.582>.
- Oscanoa, A., Cervantes, M. y Febrero, P. (2020). Manual para la producción de biomasa microalgal en condiciones de invernadero. *Inf Inst Mar Perú*. 47(3), 332-356. <https://repositorio.imarpe.gob.pe/handle/20.500.12958/3473>
- Osorio-Reyes, J., Valenzuela-Amaro, H., Pizaña-Aranda, J., Ramírez-Gamboa, D., Meléndez-Sánchez, R., López-Arellanes, M., Castañeda-Antonio, D., Coronado-Apodaca, K., Gomes-Araújo, R., Sosa-Hernández, J., Melchor-Martínez, E., Iqbal, H., Parra-Saldivar, R. y Martínez-Ruiz, M. (2023). Microalgae-based biotechnology as alternative biofertilizers for soil enhancement and carbon footprint reduction: Advantage and implications. *MDPI-Marine Drugs* 21(93), 1-24. <https://doi.org/10.3390/md21020093>.
- Rad, C., Marks, E., Pérez-Alonso, D., Montero, O. y Hernández, M. (5-7 de octubre de 2022). Cambios en la microbiota del suelo inducidos por la aplicación de biofertilizantes con microalgas [Resumen de presentación de la conferencia]. *VII Jornadas Red Española de Compostaje*, Madrid, España. <https://www.compostandociencia.com/wp-content/uploads/2022/10/Libro-VII-Jornadas-de-la-REC-Salamanca-2022.pdf>.

- Rojas-Veramendi, C. R. (2023). *Efectos de la aplicación de bioestimulantes en el rendimiento del cultivo de Solanum lycopersicum L. "tomate" bajo condiciones de Pativilca* [Tesis de pregrado, Universidad Nacional José Faustino Sánchez]. Repositorio de la Universidad Nacional José Faustino Sánchez. <https://repositorio.unjpsc.edu.pe/bitstream/handle/20.500.14067/7737/PDF%20-TEISIS-TOMATE.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.
- Sathasivam, R., Radhakrishnan, R., Hashem, A., y Abd\_Allah, E. F. (2017). Microalgae metabolites: A rich source for food and medicine. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 26(4), 709-722. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2017.11.003>
- Slinksienė, R., Sendzikiene, E., Mikolaitiene, A., Makareviciene, V., Paleckiene, R., y Ragauskaitė, D. (2022). Use of microalgae biomass for production of granular nitrogen biofertilizers. *Green Chemistry Letters and Reviews*, 15(2), 416-426. <https://doi.org/10.1080/17518253.2022.2071593>
- Tello-Hidalgo, E.G. (2018). *Respuesta agronómica del fréjol (Phaseolus vulgaris L.) a un biofertilizante con base en microalgas Chlorella y Scenedesmus, 2016* [Tesis de pregrado, Universidad Central del Ecuador]. Repositorio de la Universidad Central del Ecuador. <http://www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/14155/1/T-UCE-0004-A57-2018.pdf>
- Turhan, A. S., y Şensoy, S. (2022). Utilization of microalgae [*Chlorella vulgaris* Beyerinck (Beijerinck)] on plant growth and nutrient uptake of garden cress (*Lepidium sativum* L.) grown in different fertilizer applications. *International Journal of Agriculture, Environment and Food Sciences*, 6(2), 240-245. <https://doi.org/10.31015/jaefs.2022.2.6>
- Valdiviezo-Pérez, F. A. (2023). *Extracto de microalgas en la producción y calidad en ají escabeche (Capsicumbaccatum var. pendulum)* [Tesis de grado, Universidad Nacional Agraria La Molina]. Repositorio Institucional de la Universidad Nacional Agraria La Molina. <https://repositorio.lamolina.edu.pe/items/1986d7a3-ac8a-4f7d-8eaa-6f4d5781b192>
- Villalobos, N. y Scholz, C. (2013). Microalgas en estanques de tilapia y su potencial biotecnológico, ambiental e industrial. *Biocenosis*, 27(1), 1-2. <https://revistas.uned.ac.cr/index.php/biocenosis/article/view/602>.

Ynga, G. y Niño, A. (2019). *Manual para la producción de microalgas marinas en el Instituto del Mar del Perú*. Instituto del Mar del Perú. <https://repositorio.imarpe.gob.pe/bitstream/20.500.12958/3338/1/Informe%2046-1.pdf>.





*Instituto Nacional de Innovación Agraria*





711  
Cultivo de  
Limon y Carambola  
en Bolivia

D. : Av. La Molina 1981, La Molina  
T. : (511) 240-2400  
[www.gob.pe/inia](http://www.gob.pe/inia)

ISBN: 978-9972-44-188-2



PERÚ

Ministerio  
de Desarrollo Agrario  
y Riego



*Instituto Nacional de Innovación Agraria*

