

**UNIVERSIDAD NACIONAL
TORIBIO RODRÍGUEZ DE MENDOZA DE AMAZONAS**

**FACULTAD DE INGENIERÍA Y CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL**



Efecto de la costra microbiótica en el crecimiento de *Lactuca sativa* “lechuga” en suelo arenoso a nivel de laboratorio

Autor : Dra. Flor Teresa García Huamán
Colaborador : Est. Héctor Ramírez Clavo

Registro: VRIN-DGGII-2016-FICA-003

CHACHAPOYAS – PERÚ
2016

DEDICATORIA

*A TODOS LOS COMPROMETIDOS CON LA
INVESTIGACIÓN Y CONSERVACIÓN DEL AMBIENTE*

AGRADECIMIENTO

Al Director Ejecutivo del Instituto de Desarrollo de Ceja de Selva (INDES-CES). Ing. MsC. Segundo Manuel Oliva Cruz, por el apoyo para la realización de los análisis de fertilidad de suelos.

Al ingeniero agroindustrial, Sr. Celestino Poquioma Cruz, por su valiosa contribución en la recolección de las costras microbióticas.

A mi amigos, colegas y compañeros de trabajo, de la Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas, por las acertadas sugerencias en el desarrollo de la presente investigación.

ÍNDICE

DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTO	iii
ÍNDICE	iv
RESUMEN	vii
ABSTRACT	viii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MATERIAL Y MÉTODO	9
2.1 Población, muestra y muestreo	10
2.2 Métodos y técnicas	11
III. RESULTADOS	15
IV. DISCUSIÓN	19
V. CONCLUSIONES	22
VI. RECOMENDACIONES	23
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	24
ANEXOS	27
Anexo 1. Crecimiento de <i>Lactuca sativa</i> “lechuga” en las unidades experimentales y grupo control.	28
Anexo 2. Crecimiento de <i>Lactuca sativa</i> “lechuga” en las unidades experimentales y grupo control a los 25 días, bajo condiciones de sombra.	29
Anexo 3. Crecimiento de <i>Lactuca sativa</i> “lechuga” en las unidades experimentales y grupo control a los 25 días, con periodos de sol.	30
Anexo 4. Crecimiento de <i>Lactuca sativa</i> “lechuga” en las unidades experimentales y grupo control a los 45 días, con periodos de sol.	30
Anexo 5. Crecimiento de <i>Lactuca sativa</i> “lechuga” en las unidades experimentales y grupo control a los 60 días, con periodos de sol.	31
Anexo 6. Medición del tamaño de plántulas de <i>Lactuca sativa</i> “lechuga”.	32
Anexo 7. Evaluación de plántulas de <i>Lactuca sativa</i> “lechuga”, sometidas a pesaje.	32
Anexo 8. Determinación del peso de plántulas <i>Lactuca sativa</i> “lechuga”.	33
Anexo 9. Cultivo de plántulas <i>Lactuca sativa</i> “lechuga”, en una vivienda.	33

ÍNDICE DE FOTOS

Foto1. Semillas de <i>Lactuca sativa</i> “lechuga”.	10
Foto 2. Observación de costra microbianas.	10
Foto 3. Recolección de musgos.	11
Foto 4. Recolección de líquenes.	11
Foto 5. Costra perimórfica.	11
Foto 6. Costra criptomórfica.	11
Foto7. Costra hipermórfica.	11
Foto 8. Suelo arenoso.	12
Foto 9. Textura al tacto.	12
Foto10. Determinación de pH.	12
Foto11. Muestras recolectadas.	12
Foto12. Unidad experimental con costra hipermórfica.	13
Foto13. Unidad experimental con costra perimórfica.	13
Foto14. Unidad experimental con costra criptomórfica.	13
Foto15. Grupo control.	13
Foto16. Medición de tamaño de plántulas.	14
Foto17. Determinación del peso de plántulas.	14
Foto18. Crecimiento a los 5 días grupo control.	28
Foto19. Crecimiento a los 5 días costra perimórfica.	28
Foto 20. Crecimiento a los 5 días costra hipermórfica.	28
Foto 21. Crecimiento a los 5 días costra criptomórfica.	28
Foto 22. Crecimiento a los 25 días bajo condiciones de sombra, grupo control.	29
Foto 23. Crecimiento a los 25 días bajo condiciones de sombra, costra perimórfica.	29
Foto 24. Crecimiento a los 25 días bajo condiciones de sombra, costra hipermórfica.	29
Foto 25. Crecimiento a los 25 días bajo condiciones de sombra, costra criptomórfica.	29
Foto 26. Comparación de tratamientos (por duplicado), de izquierda a derecha: Costra perimórfica, grupo control y costra hipermórfica.	30
Foto 27. Observación de los diferentes tratamientos en periodos de sol.	30
Foto 28. Crecimiento a los 60 días bajo condiciones de sol, costra hipermórfica.	31
Foto 29. Crecimiento a los 60 días bajo condiciones de sol,, Costra criptomórfica.	31
Foto 30. Crecimiento a los 60 días bajo condiciones de sol, grupo control y costra perimórfica.	31
Foto 31. Plántulas en estudio.	32

Foto 32. Medición del tamaño de plántulas.	32
Foto 33. Plántulas en estudio.	32
Foto 34. Selección de plántulas.	32
Foto 35. Pesado de plántulas.	33
Foto 35. Registro de pesos.	33
Foto 37. Cultivo de plántulas de <i>Lactuca Sativa</i> “lechuga”, utilizando costras microbióticas, en una vivienda de la ciudad de Chachapoyas.	33

RESUMEN

El presente estudio estuvo orientado a demostrar el efecto de la costra microbiótica en el crecimiento de *Lactuca sativa* “lechuga” en suelo arenoso, a nivel de laboratorio. El diseño experimental fue de series cronológicas experimentales. Las muestras biológicas fueron semillas de “lechuga” y costras microbióticas: hipermórfica, perimórfica y criptomórfica, obtenidas de manera intencional y selectiva. Se establecieron tres grupos experimentales y un grupo control. Se utilizó 2 kg. de suelo arenoso y 100g de costra microbiótica, se humedeció y se dejó en reposo 72 h., luego se colocó las semillas. Se encontró que las costras microbióticas tienen un efecto positivo en el crecimiento de *Lactuca sativa* “lechuga” en suelo arenoso a nivel de laboratorio; utilizando 2kg. de suelo arenoso y 100g. de costra hipermórfica, a los 60 días se alcanza un tamaño de 11.66 cm. y un peso de 1.21 g.; los parámetros de fertilidad:, aumentan con costra hipermórfica comparando con el grupo control, registrándose valores para el grupo control de ph 6.22 y para el grupo experimental con costra hipermórfica 7.81; C.E (mS/cm) 0.02 y 0.26; P(ppm) 0.91 y 6.68; K (ppm) 12.95 y 50.05; C.O (%) 0.53 y 1.07; M.O(%) 0.92 y 1.84; N(%) 0.05 y 0.09; respectivamente.

Palabras clave: Costra microbiótica, crecimiento de *Lactuca sativa*

ABSTRACT

The present study was aimed at demonstrating the effect of microbiotic crust on the growth of *Lactuca sativa* "lettuce" on sandy soil at the laboratory level. The experimental design was experimental chronological series. The biological samples were seeds of "lettuce" and microbiotic crust: hypermorphic, perimorphic and cryptomorphic, obtained intentionally and selectively. Three experimental groups and one control group were established. We used 2 kg. of sandy soil and 100g of microbiotic crust, moistened and allowed to stand for 72 h., then the seeds were placed. It was found that microbial crusts have a positive effect on the growth of *Lactuca sativa* "lettuce" on sandy soil at laboratory level; using 2kg. of sandy soil and 100g. of hypermorphic crust at 60 days reaches a size of 11.66 cm. and a weight of 1.21 g.; the fertility parameters increased with hypermorphic crust compared to the control group, with values for the control group of pH 6.22 and for the experimental group with hypermorphic crust 7.81; C.E (mS / cm) 0.02 and 0.26; P (ppm) 0.91 and 6.68; K (ppm) 12.95 and 50.05; C.O (%) 0.53 and 1.07; M.O (%) 0.92 and 1.84; N (%) 0.05 and 0.09; respectively.

Key Words: Microbiotic crust, growth of *Lactuca sativa*

I.- INTRODUCCIÓN

La costra microbiótica o costra biológica del suelo (CBS) proporciona un aporte importante de carbono y nitrógeno del suelo, incrementa su estabilidad y lo protege frente a la acción erosiva de la lluvia y el viento. También modula la infiltración y afecta de manera directa a las plantas vasculares y otros organismos (Castillo y Maestre, 2011).

El conocimiento de la biología, ecología y fisiología de la CBS ha aumentado ampliamente en los últimos años. No obstante, existe un vacío de información importante respecto a la influencia de la CBS en los ciclos biogeoquímicos, especialmente del fósforo y carbono, así como a todo lo referente a las interacciones bióticas, tanto entre los componentes de la CBS entre sí como entre la CBS y los microorganismos, plantas vasculares e invertebrados (Castillo y Maestre, 2011).

La mayoría de estudios respecto a las CBS se han realizado en zonas áridas y semiáridas de los Estados Unidos de América, Australia, Israel y China. Es especialmente preocupante la falta de estudios en toda América Central y del Sur, pese a que las CBS debe ser un componente biótico de primera magnitud en países como Chile, Argentina, Perú y México, por citar algunos ejemplos (Castillo y Maestre, 2011).

Fletcher & Martin (1948) fueron los primeros en describir algunas características y efectos de las CBS en zonas áridas de los Estados Unidos de América. Desde entonces, la CBS ha sido descrita en prácticamente todos los continentes: América del Norte (Belnap & Gardner, 1993), Central (Rivera et al., 2005) y del Sur (Pérez, 1997), en el Ártico (Bliss & Gold, 1999), en la Antártida (Cameron & Devaney, 1970), en África (Aranibar et al., 2004), en Europa (Maestre et al., 2002), Oriente Medio (Zaady et al. 1996), Asia (Li, et al., 2002) y Australia (Eldridge & Greene, 1994).

El interés despertado por la CBS no es sorprendente ya que representa un importante aporte de carbono y nitrógeno del suelo, incrementa su estabilidad y protege frente a la acción erosiva de la lluvia y el viento, favorece la agregación y cohesión de partículas del suelo, modula la infiltración y afecta de manera directa a las plantas vasculares influyendo en su establecimiento, contenido nutricional y estado hídrico (Belnap & Lange, 2003).

La costra microbiótica también es conocida como costra microfloral, criptogámica, microfísica, criptobiótica, tapetes microbianos o costra biológica, en general, su presencia

está asociada a la textura del suelo, conductividad eléctrica, pH, humedad y posiblemente temperatura (Chamizo, 2010).

La morfología externa de la costra está determinada por múltiples factores, dentro de los cuales el clima y el registro histórico de uso del suelo son probablemente los más importantes. Es conveniente tomar en cuenta que los cambios microclimáticos y edáficos promovidos por el desarrollo de la vegetación pueden favorecer el desarrollo de la costra microbiótica de otra forma no podría sobrevivir a las condiciones climáticas presentes en las zonas desnudas (Toledo, 2012).

Con respecto a la fertilidad, algunas especies de bacterias autótrofas y heterótrofas participan en el ciclo de nitrógeno ya que poseen la enzima nitrogenasa que les permite fijar el nitrógeno atmosférico, elemento considerado factor limitante en los suelos de zonas áridas, contribuyendo así al reservorio de nutrimentos disponibles para las plantas. Incrementa la disponibilidad de nutrientes (nitrógeno y carbono) al concentrar ciertos elementos esenciales y favorece la germinación de semillas (Chamizo, 2010).

Actualmente, las costras microbióticas están siendo utilizadas en la biorremediación de zonas afectadas por vertidos accidentales de petróleo. Son aprovechadas como bioindicador de la salud del suelo por ventajas de su uso en la recuperación de zonas deterioradas y sirve como fertilizante natural (Martínez, 2005).

La costra microbiótica es una corteza formada por los organismos vivos, que pueden incluir cianobacterias, algas, musgos, líquenes, entre otros, y sus productos derivados, que generan una capa superficial delgada en el suelo adhiriendo sus partículas por materiales orgánicos y minerales.

Las costras microbianas dan una protección contra la erosión hídrica y eólica, crecen preferentemente en los suelos desnudos, por lo que puede contribuir a estabilizar el suelo, infiltración del agua y disminuye la escorrentía, las estructuras de fijación de las cianobacterias, musgos y líquenes y briofitas, forman una capa superficial tipo red que atrapa cuerpos orgánicos y partículas minerales y permiten la infiltración, participando en el ciclo hidrológico (Chamizo, 2010).

En los suelos de las regiones áridas, podemos observar las denominadas costras microbióticas, constituyendo un principal tipo de costras del suelo. La formación de estos "tapetes microbianos", podemos mencionar que forman parte densas comunidades de microorganismos que se disponen siguiendo cierto patrón de estratificación vertical. Se entremezclan con partículas de sedimentos, las cuales son atrapadas por sus propios productos.

La apariencia de estas costras, por lo general, tiende a tomar distintas características en cuanto a términos de color, superficie topográfica y cobertura superficial, de acuerdo a las distintas regiones en las que estas se encuentren. La presencia de estas está asociada a la textura del suelo, conductividad eléctrica, pH, humedad y posiblemente a la temperatura (Nuñez, 2013).

También, tenemos la morfología externa de la costra, que está determinada por múltiples factores, dentro de los cual podemos mencionar que el clima y los registros históricos del uso de los suelos son, probablemente, los más importantes, seguidos por la textura y la composición química del suelo.

Dentro de los componentes microscópicos de las costras microbiológicas podemos describir la presencia de partículas de sedimento, diversos depósitos y restos celulares, filamentos finos y gruesos de cianobacterias. Estos, al estar sometidos factores climáticos adversos y a las diversas áreas desnudas, necesitan de factores para poder sobrevivir a estas condiciones, dentro de estas podemos mencionar los cambios microclimáticos y edáficos (Chamizo, 2010).

Debido a estas características, de los diversos componentes de las costras microbiológicas, estos pueden permanecer en estado latente ante eventos extremos de sequía sin presentar efectos negativos y poder activar sus funciones metabólicas rápidamente con pequeñas cantidades de agua, ya sea en forma de humedad atmosférica o con la poca cantidad de agua presente en la superficie del suelo.

Las costras microbióticas e inorgánicas se encuentran habitualmente muy relacionadas y ambas son localizadas en regiones áridas y semiárida. Cada costra microbiológica realiza un aporte fundamental a la fertilidad del suelo como factor ecológico además de prevenir la erosión, realiza funciones importantes para ecosistemas como el uso de costras microbióticas para la biorremediación sobre todo en caso de contaminación por hidrocarburos (Martínez, 2005).

La costra microbiótica, se trata de una corteza formada por los organismos vivos y sus productos derivados, que generan una capa superficial en el suelo adhiriendo sus partículas por materiales orgánicos. La costra microbiótica resulta de la colonización de la superficie del suelo por microorganismos dominadas por cianobacterias y algas eucarióticas. Pero también es común la presencia de plantas no vasculares o macroorganismos, musgos y hongos (Toledo, 2012).

Eldridge y Greene (1994), proponen un sistema para clasificar las costras microbióticas, considerando tres tipos de forma diferentes: hipermórficas, perimórficas y criptomórficas.

La Costra hipermórfica incluye musgos, los cuales ocurren en micro hábitas húmedos de las regiones semiáridas, así como debajo de los arbustos, siempre asociadas con algas. Su influencia está limitada a las áreas sobre la superficie del suelo, de allí su habilidad moderada contra el efecto del viento y la acción del impacto de las gotas de lluvias.

La Costra perimórfica, está compuesta por líquenes foliáceos (como una hoja) y costrosos (como una corteza), los cuales constituyen una asociación simbiótica de hongos y microalgas eucarióticas. Su área de influencia está repartida por encima y por debajo de la superficie del suelo y proporciona protección al suelo contra la erosión por el viento y el agua.

La Costra criptomórfica microscópica, está compuesta de bacterias, cianobacterias, microalgas eucarióticas y filamentos de hongos; se encuentra en lugares perturbados y es menos susceptible al fuego. Su mayor actividad está concentrada (en grupos) debajo de la superficie donde ellas contribuyen a mejorar la estructura del suelo y el status nutricional. Actualmente la tendencia mundial es el cultivo orgánico de hortalizas. En este tipo de cultivo, el abono orgánico es una herramienta imprescindible para poder aportar nutrientes a la tierra para que esta sea lo suficientemente fértil y aumentar la actividad de los microorganismos del suelo para que las plantas crezcan y se desarrollen correctamente.

Entre los tipos de abonos orgánicos para la práctica de la agricultura ecológica podemos encontrar abonos de liberación lenta, los cuales van a ir aportando a los cultivos materia orgánica de forma paulatina durante un periodo de largo tiempo. Este tipo de abonos aportan todo tipo de sustancias que necesitan las plantas para que no existan problemas por carencia de nutrientes. Se mezclan con la tierra y favorecen (especialmente en suelos arenosos) la retención de nutrientes y de agua, mientras que, por otro lado, airean y desapelmaza los suelos que tienden a ser más arcillosos.

La microbiota del suelo tiene una gran variedad de microorganismos; formada por una mezcla microscópica de miles y millones de bacterias, actinomicetos, hongos, protozoos, etc., por cada gramo de suelo (Lourdes, 1991), que cumplen un rol esencial en los procesos biogeoquímicos de la materia.

Los suelos expuestos a condiciones de aridez o semiaridez, se encuentran por general altamente degradados, con problemas de erodabilidad y de fertilidad lo cual está

originado en gran medida por la escasa cobertura vegetal, asociada a la condición esporádica de las lluvias, pero también, por la permanente y continua sobreexplotación por parte de los seres humanos, con fines agrícolas y pecuarios (Nuñez, 2014).

Los suelos arenosos son aquellos que están formados mayormente por arena. La arena son partículas pequeñas de piedra de carácter silicio con un diámetro de 0,02 mm. y 2 mm., no retienen el agua que rápidamente se hunde a capas más profundas. Son suelos considerados secos en donde hay muy poca humedad. Presentan colores claros. El cultivo en suelos arenosos es muy difícil y requiere gran esfuerzo.

Entre las medidas más factibles que se han propuesto para mitigar la degradación de los suelos, se encuentra la utilización de técnicas de cobertura y de incorporación de materia orgánica; así como el uso reciente de acondicionadores, con el fin de estabilizar la estructura y mejorar la porosidad y la infiltración del agua en el suelo (Lentz et al., 1992). Esta cobertura debe plantearse, entre otros criterios, a partir de la disponibilidad de organismos que se adaptan a las condiciones físico-geográficas del área. De allí que Johansen, Eldridge y Green (citados en Hawkes, 2003), sostienen que para las regiones áridas existen evidencias que advierten de la influencia de parches orgánicos, denominados costras biológicas o microbióticas, que mejoran la estabilidad y la fertilidad del suelo (Nuñez, 2014).

La producción de hortalizas en el mundo, desde 1980 a 2005, creció de 324 millones a 881 millones de toneladas, lo que representa una tasa promedio anual de 4,1%. Este importante crecimiento se debió principalmente al aumento de la producción al aumento de la producción de China que creció a un ritmo del 8,6% anual; la producción de este país representa casi el 50% de la producción mundial (Ferrato y Mondino, 2008).

Durante los últimos años en los países asiáticos ha tomado mayor importancia la demanda de frutas y hortalizas frescas, existe una creciente demanda y alto potencial de consumo. Durante los últimos seis años las exportaciones al Asia de este sub sector han crecido a un promedio anual de 43%. En el 2012 se incrementaron en 37,4% llegando a US\$ 144 millones respecto al año anterior cuando llegaron a US\$ 105 millones (El Comercio, 2013).

Otros países como los de la Unión Europea (UE) tuvieron muy escasa tasa de crecimiento, en la producción de frutas y hortalizas frescas, por ejemplo, Francia con 0,6% anual, mientras que África, América Central y el Caribe y Rusia tuvieron un crecimiento moderado del 3% por año (Ferrato y Mondino, 2008).

Las especies de mayor crecimiento (% anual) en el mundo en el periodo 2000 -2005 fueron: espárrago (7,8%), espinaca (6,5%), ajo (5,5%), hongos comestibles (5,2) y lechuga (4,1%) (Ferrato y Mondino, 2008).

La Asociación de Gremios de Productores Agrarios del Perú (AGAP) informó que durante el primer semestre del año 2013, las exportaciones de frutas y hortalizas frescas se incrementaron en 12,6% con respecto al mismo período del año anterior. Además, se afirmó que durante los primeros seis meses del año y pese a la crisis económica de varios mercados, el monto exportado llegó a US\$ 588 millones, mientras que el mismo periodo del 2011 fue de US\$ 522 millones (El Comercio, 2013).

Según las cifras de AGAP, en los últimos 12 años las exportaciones de frutas y hortalizas frescas crecieron a una tasa promedio anual de 23%. Los principales destinos de exportación son los mercados tradicionales de Europa y Norteamérica, a los que se agrega los nuevos mercados emergentes (El Comercio, 2013).

Las hortalizas frescas peruanas de mayor demanda son los espárragos, pero también las cebollas y las arvejas chinas o holantao. Se observa un potencial crecimiento de las exportaciones de ajos, lechugas, frijoles, calabazas y zapallos, pimientos y ajíes y alcachofas (El Comercio, 2013).

La lechuga, *Lactuca sativa*, es la planta más importante entre las hortalizas de hojas que se consumen crudas. Pertenece a la familia Asteraceae, es una planta herbácea, a veces leñosa, anual, perenne, originaria de Europa. Es una hortaliza que prefiere climas templados, frescos y húmedos. La temperatura óptima está entre los 15°C y 18°C. Los suelos preferidos son fértiles y ricos en nitrógeno, ligeros y con pH ideal entre 6,5 y 7,5.

La lechuga es rica en fibra; antioxidantes; contiene vitaminas: A, C, E, B1 y B3; minerales: fósforo, calcio, hierro, magnesio, potasio; aminoácidos; flavonoides; betacarotenos; lactucina y lactucina.

En cuanto a los patrones de consumo de alimentos y tendencias, es claro que la primera fuerza en el mercado global de alimentos es el consumidor; el aumento de sus ingresos, los cambios del estilo de vida traído por la urbanización y los cambios en las estructuras familiares, entre otras cosas, los que han producido cambios en la dieta a lo largo del mundo considerando alimentos saludables, por ello es importante mejorar la calidad microbiológica de los diferentes tipos de suelo en especial suelos arenosos, para obtener mayor productividad y calidad de las hortalizas en especial de *Lactuca sativa* “lechuga”.

En el Perú, los suelos de aptitud agropecuaria son el recurso más escaso del país (un 7% del territorio nacional) y también el más amenazado por procesos de deterioro, en

especial la salinización en la costa, la erosión paulatina en la sierra y la pérdida de fertilidad en la amazonia. Un total de 8 millones de hectáreas están clasificadas como severamente erosionadas y 31 millones moderadamente erosionadas (Ministerio de agricultura y riego, 2014).

Se estima que un 40% de suelos agrícolas, peruanos, de la costa están afectados por procesos de salinización y mal drenaje. Además, con las crecidas anuales de los ríos en el verano y cuando se produce el fenómeno de El Niño, y por falta de defensas ribereñas se pierden importantes superficies de las escasas tierras agrícolas. En la sierra al menos un 60% de los suelos agropecuarios están afectados por procesos de erosión de mediana a extrema gravedad por la falta de técnicas de manejo y la destrucción de la cobertura vegetal en laderas. En la Amazonía un 60% de los suelos de las tierras ocupadas y colonizadas (5 millones de hectáreas) están en estado de abandono por la pérdida de fertilidad y la erosión a causa de técnicas inadecuadas (Ministerio de agricultura y riego, 2014).

El suelo o tipo de terreno es esencial para el crecimiento de las plantas, ya que deberá permitir un buen enraizado de la planta, el buen drenaje del agua y la obtención de todos los nutrientes que necesitará para desarrollarse.

Actualmente, el deterioro progresivo de los suelos como consecuencia del mal manejo de la tierra ante la demanda de consumo de alimentos, pone de manifiesto la degradación de los suelos, representado en la desertificación en diferentes zonas. Este problema avanza de forma muy rápida y afecta con mayor intensidad las zonas áridas y semiáridas del mundo. A pesar de esto, escasamente se discuten resultados de suelos recuperados por inoculación de microorganismos o por transferencia de fragmentos de costras microbióticas, lo cual se perfila como una oportunidad para desarrollarla a mediano plazo (Toledo y Florentino, 2009).

En la actualidad existe mayor cuidado por la salud y la nutrición, pues se considera que se está teniendo una alimentación poco saludable, alta en contenido de carbohidratos, grasas y calorías dejando de lado a los vegetales como las hortalizas, lo que resulta perjudicial y afecta la salud.

Las hortalizas por sus propiedades nutritivas juegan un papel trascendental en el equilibrio de nuestra dieta por su alto contenido en agua, por su aporte en fibra, vitaminas y antioxidantes. *Lactuca sativa* “lechuga” es una hortaliza importante en términos de salud humana e ingresos económicos para un país.

La lechuga es una hortaliza rica en vitaminas, minerales y flavonoides. En el Perú su exportación ha alcanzado los US\$ 208 mil a un precio de US\$ 2.85 kilo promedio. A Estados Unidos se envía el 77% de las exportaciones y el resto a Panamá (Agrodata, 2015).

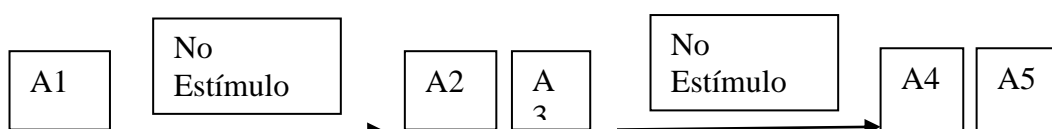
Ante la crítica situación por la que atraviesan los suelos de cultivo y la necesidad de generar bienestar en la salud, con nutrición adecuada y la elevar la economía de los pobladores y por ende de los países, se pretende mejorar la calidad de los suelos arenosos para el cultivo de lechuga, por ello el objetivo de la presente investigación fue evaluar el efecto de la costra microbiótica en el crecimiento de *Lactuca sativa* “lechuga” en suelo arenoso a nivel de laboratorio.

II.- MATERIAL Y MÉTODO

2.1. Diseño de investigación

El diseño experimental que se empleó fue el Diseño de Series Cronológicas Experimentales, el mismo que se utilizó para analizar los efectos de la variable independiente en el mediano y largo plazo. Se trabajó con varias postpruebas, varios grupos experimentales y un control.

Grupo Control



Grupo Experimental



2.2. Variables de estudio

Variable Independiente: Costra microbiótica.

Variable Dependiente: Crecimiento de *Lactuca sativa* "lechuga"

• Operacionalización de las variables

VARIABLES	NIVELES / INDICADOR	ESCALA DE MEDICIÓN
Variable Independiente: Costra microbiótica.	Hipermórficas. Perimórficas. Criptomórficas.	Nominal (crecimiento) Nominal (crecimiento) Nominal (crecimiento)
Variable Dependiente: Crecimiento del vegetal.	Tamaño Peso	Razón o tasa (centímetros) Razón o tasa (gramos)

2.3. Definición de términos básicos.

Crecimiento: Aumento de tamaño y peso.

Costra microbiótica hipermórfica: Conjunto de musgos.

Costra microbiótica perimórfica: Acumulación de líquenes foliáceos y costrosos.

Costra microbiótica criptomórfica: Depósitos de hongos filamentosos.

2.4. Población, muestra, muestreo

Las muestras biológicas estuvieron constituidas por semillas vegetales de *Lactuca sativa* “lechuga”, obtenidas de manera intencional y selectiva.

Las costras microbióticas que se obtuvieron fueron de tres tipos: hipermórficas (musgos), perimórficas (líquenes) y criptomórficas (hongos filamentosos). Se realizaron muestreos intencionales y selectivos.



Foto1. Semillas de *Lactuca sativa* “lechuga”



Foto 2. Observación de costra microbianas

2.5. Métodos, técnicas e instrumentos de recolección de datos y procedimiento

2.5.1. Obtención de la Costra Microbiótica: Las costras microbióticas que se obtuvieron fueron de tres tipos: hipermórficas, perimórficas y criptomórficas. Las mismas que se recolectaron en las provincias de Chachapoyas y Bongará, haciendo uso de un cuchillo y una espátula, recolectando en total una cantidad promedio de 1Kg por cada una de las costras y colocadas en bolsas de polietileno de primer uso para su transporte.



Foto 3. Recolección de musgos.



Foto 4. Recolección de líquenes



Foto 5. Costra perimórfica



Foto 6. Costra criptomórfica



Foto7. Costra hipermórfica

2.5.2. Determinación del tipo de suelo: El suelo que se utilizó fue arenoso (obtenido de la provincia de Chachapoyas, departamento de Amazonas) el mismo que se determinó por su textura al tacto y se utilizó 2 kg por unidad experimental. El suelo arenoso es abrasivo al tacto y al humedecerlo no permite moldearlo, tampoco permite formar bolas entre los dedos. Además, también se midió el pH del suelo.



Foto 8. Suelo arenoso.

Foto 9. Textura al tacto

Foto10. Determinación de pH

2.5.3. Establecimiento de los tratamientos: Se establecieron tres grupos experimentales (con costras microbiótica hipermórfica, perimórfica y criptomórfica) y un grupo control (sin costra microbiótica). Las muestras de suelo (2 kg) se colocaron en recipientes de plástico y se mezcló con 100g de costra microbiótica correspondiente. La mezcla se humedeció y se dejó en reposo 72 horas. Trascurrido el tiempo antes indicado se colocó las semillas de *Lactuca sativa*.



Foto11. Muestras recolectadas.

Unidades experimentales (UE): En total se establecieron 4 unidades experimentales con 7 observaciones cada una, de acuerdo al cuadro siguiente. Se trabajó por triplicado.

GRUPO EXPERIMENTAL			
Unidad Experimental	Costra Microbiótica	Tipo de Suelo	Vegetal
1	Hipermórfica	Arenoso	Lechuga
2	Perimórfica	Arenoso	Lechuga
3	Criptomórfica	Arenoso	Lechuga
GRUPO CONTROL			
4	-----	Arenoso	Lechuga



Foto12.UE Costra hipermórfica



Foto13. U.E Costra perimórfica.



Foto14.UE Costra criptomórfica.



Foto15. Grupo control.

2.5.4. Evaluación del Tamaño y Peso de los Vegetales en Estudio:

Las mediciones de tamaño se realizaron a los 25, 45 y 60 días, para ello se utilizó una regla milimétrica. La medición se hizo desde la superficie del suelo hasta el ápice de la planta.

El peso de los especímenes vegetales se realizó utilizando una balanza analítica y sólo se evaluó a los 60 días.



Foto16. Medición de tamaño de plántulas.



Foto17. Determinación del peso de plántulas.

2.5.5. Evaluación de fertilidad del suelo:

Se midió el pH, conducción eléctrica (C.E) en relación suelo – agua 1:1, para ello se utilizó ph-metro y conductímetro respectivamente. Se evaluó la presencia de fósforo (P) disponible (ppm) por el método de Olsen modificado. También se determinó la cantidad de potasio (K) disponible (ppm) mediante el método de saturación de acetato de amonio 1N a pH 7. Además se calculó el porcentaje (%) de carbono orgánico (C), materia orgánica (M.O) y nitrógeno (N), mediante oxidación por el método de Walkey y Black. Las evaluaciones se realizaron en el laboratorio de suelos y agua del Instituto de Desarrollo de Ceja de Selva de la Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas.

III.- RESULTADOS

- La tabla 1 nos muestra el tamaño (cm.) de *Lactuca sativa* “lechuga” a los 25, 45 y 60 días en suelo arenoso para los grupos experimentales y control.
- En la tabla 2 se observa el peso (g.) de *Lactuca sativa* “lechuga” a los 60 días en suelo arenoso para los grupos experimentales y control.
- La tabla 3 presenta los valores de pH de los suelos en las unidades experimentales y grupo control.
- La tabla 4 muestra valores de parámetros de fertilidad del grupo control y del grupo experimental con costra hipermórfica.
- En la figura 1 se observa el tamaño promedio (cm.) de los tratamientos experimentales y control.
- La figura 2 presenta el peso (g) promedio de los tratamientos experimentales y grupo control.
- La tabla 5 muestra las comparaciones múltiples por HSD de Tukey y t de Dunnet para el tamaño de plantas de los tratamientos experimentales y grupo control.

Tabla 1. Tamaño (cm) de *Lactuca sativa* “lechuga” a los 25, 45 y 60 días en suelo arenoso para los grupos experimentales y grupo control.

Días	Tamaño de grupos experimentales (cm)			Tamaño control (cm)
	Costra hipermórfica (musgo)	Costra perimórfica (líquenes)	Costra criptomórfica (hongos)	
25	5	1.5	3.5	0.5
	6	2.5	3.7	0.7
	6.5	2.9	3.8	1
	7	3.2	4	1.5
	8	3.5	4.7	1.8
	9	3.8	5	2.1
	10	4	5.5	3.1
45	11	1.8	8.2	1.8
	12.5	2.8	9.5	1.9
	13	3	11.5	2
	13.5	3.3	12	2.1
	14	3.4	12.2	2.3
	14.3	4	12.1	2.5
	14.8	4.4	12.4	3.5
60	13	3	12	3.1
	13.5	3.1	11	3.2
	14	3.2	12.2	3.5
	14.5	3.6	12.5	3.6
	14.7	3.7	12.6	3.7
	15	4.2	12.8	3.8
	15.5	5	12.9	4

Tabla 2. Peso (g.) de *Lactuca sativa* “lechuga” a los 60 días en suelo arenoso para los grupos experimentales y grupo control.

Observaciones	Peso de grupos experimentales (g)			Peso control (g)
	Costra hipermórfica (musgo)	Costra perimórfica (líquenes)	Costra criptomórfica (hongos)	
1	0.98	0.04	0.53	0.06
2	1.08	0.05	0.55	0.06
3	1.15	0.06	0.61	0.07
4	1.23	0.08	0.65	0.09
5	1.25	0.09	0.77	0.10
6	1.38	0.12	0.86	0.10
7	1.44	0.13	1.50	0.11

Tabla 3. Valor de pH de los suelos en las unidades experimentales y grupo control.

Valor de pH de los suelos con costras microbíticas			Valor del PH en el suelo Control	Valor de pH suelo de Jardín
Costra hipermórfica	Costra perimórfica	Costra criptomórfica		
7.32	8.17	8.5	5.95	9.4

Tabla 4. Valores de parámetros de fertilidad del grupo control y con grupo experimental costra hipermórfica.

Unidades de estudio	pH (1.1)	C.E (1.1)	P	K	C	M.O	N
		(mS/cm)	ppm		%	%	%
Control	6.22	0.02	0.91	12.95	0.53	0.92	0.05
Costra hipermórfica	7.81	0.26	6.68	50.05	1.07	1.84	0.09

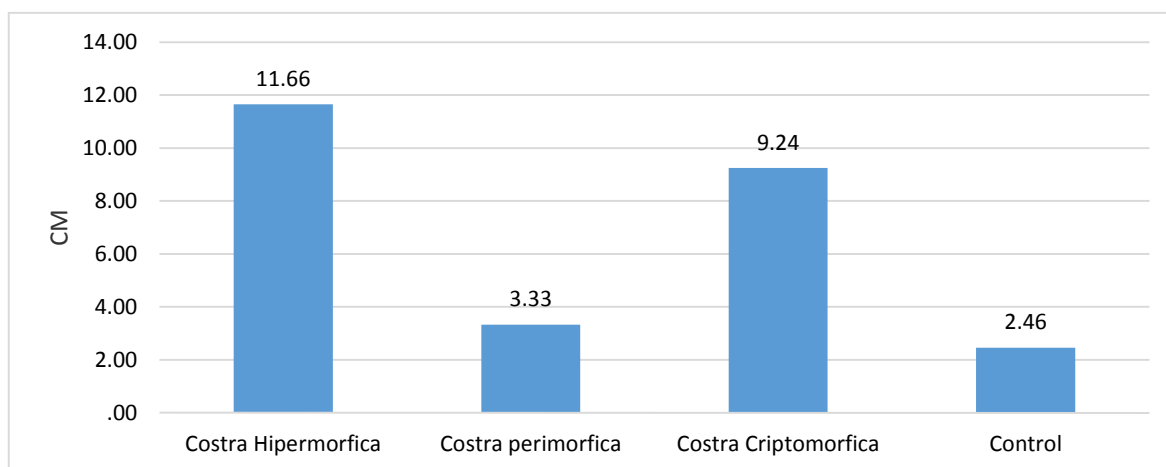


Fig.1. Tamaño promedio (cm) de los tratamientos experimentales y control.

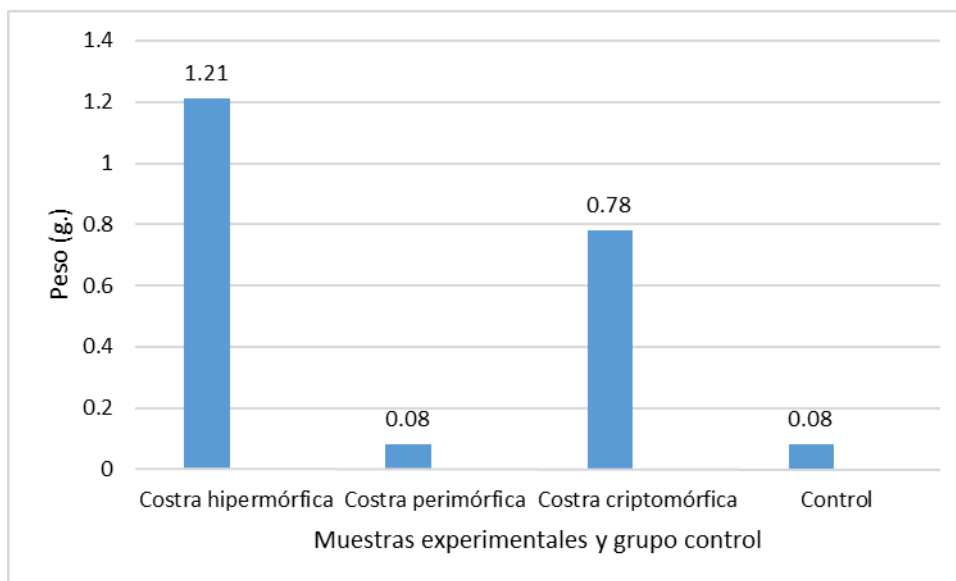


Fig.2. Peso promedio (g.) de los tratamientos experimentales y control.

Tabla 5. Comparaciones múltiples por HSD de Tukey y t de Dunnett para el tamaño de plantas de los tratamientos experimentales y grupo control.

	(I) tipos de costra	(J) tipos de costra	Diferencia de medias (I-J)	Error típico	Sig.	95%	
						Límite inferior	Límite superior
HSD de Tukey	Costra Hipermorfica	Costra perimorfica	8,32857*	.80726	.000	6.2104	10.4467
		Costra Criptomorfica	2,41429*	.80726	.019	.2962	4.5324
		Control	9,19524*	.80726	.000	7.0771	11.3134
	Costra perimorfica	Costra Hipermorfica	-8,32857*	.80726	.000	-10.4467	-6.2104
		Costra Criptomorfica	-5,91429*	.80726	.000	-8.0324	-3.7962
		Control	.86667	.80726	.707	-1.2515	2.9848
	Costra Criptomorfica	Costra Hipermorfica	-2,41429*	.80726	.019	-4.5324	-.2962
		Costra perimorfica	5,91429*	.80726	.000	3.7962	8.0324
		Control	6,78095*	.80726	.000	4.6628	8.8991
	Control	Costra Hipermorfica	-9,19524*	.80726	.000	-11.3134	-7.0771
		Costra perimorfica	-.86667	.80726	.707	-2.9848	1.2515
		Costra Criptomorfica	-6,78095*	.80726	.000	-8.8991	-4.6628
t de Dunnett (bilateral) ^a	Costra Hipermorfica	Control	9,19524*	.80726	.000	7.2623	11.1282
	Costra perimorfica	Control	.86667	.80726	.575	-1.0663	2.7996
	Costra Criptomorfica	Control	6,78095*	.80726	.000	4.8480	8.7139

IV.-DISCUSIÓN

Considerando la necesidad de alimentación en un mundo globalizado y con escasos suelos agrícolas es necesario hacer uso de los recursos naturales disponibles como las costras microbióticas para mejorar los suelos sobre todo suelos áridos y utilizar el agua para los cultivos de manera sostenible. En el caso del cultivo de la lechuga existe la amenaza por escases de agua para el riego por la falta de recursos hídricos. En estas plantaciones, el agua es un factor determinante en la calidad del producto, de lo contrario las lechugas no alcanzan el peso requerido por los mercados. (FEPE, 2011).

El sistema radicular de la lechuga es muy reducido en comparación con la parte aérea por lo que es muy sensible a la falta de humedad y no soporta un periodo de sequía aunque este sea breve, la humedad relativa conveniente para la lechuga es del 60% a 80%, siendo los suelos preferidos los arenosos-limosos, con buen drenaje y un Ph óptimo entre 6,7 y 7,4. (FEPE, 2011).

Toledo y Florentino, 2009, reportan que varias investigaciones muestran que la costra microbiótica influye en la agregación de las partículas del suelo evitando la erosión hídrica y eólica, contribuye a la infiltración del agua y disminuye la escorrentía. La costra también aumenta la retención de humedad del suelo, incrementa la disponibilidad de nutrientes al concentrar ciertos elementos esenciales, así como también el nitrógeno (N) es fijado por las cianobacterias y el carbono favoreciendo la germinación de las semillas.

La utilización de costras microbióticas en suelos arenosos mejora el crecimiento de las plantas, en el presente estudio sobre el tamaño (cm.) de *Lactuca sativa* “lechuga” a los 25, 45 y 60 días en suelo arenoso para los grupos experimentales y control, se observó crecimiento en todos los grupos experimentales pero es mayor en el grupo experimental con costra hipermórfica (tabla 1) donde existe la predominancia de musgo, pues a diferencia de las costras perimórficas (líquenes) y criptomórficas (hongos), el musgo tiene mayor capacidad de retención de agua pudiendo captar hasta 300 veces su peso en agua; sirven de hábitat a miles de microorganismos que aportan materia orgánica al suelo, convirtiéndose en abono cuando se integra al suelo (Calderón, 2007), mejorando los suelos arenosos que son muy porosos y no retienen la humedad ni los nutrientes.

En la presente investigación se encontró que el mayor tamaño de *Lactuca sativa* “lechuga” en promedio fue con la costra hipermórfica alcanzando 11.66 cm. y valores promedio de 3.33 cm. con la costra perimórfica, 9.24 cm. con la costra criptomórfica, en

comparación con el tamaño de las lechugas crecidas en el grupo control, que alcanzaron un promedio de 2.46. cm. (figura 1).

La costra hipermórfica por tener mayor capacidad de retención del agua hace que las plantas ganen mayor peso, en este estudio se encontró, en promedio, mayor ganancia de peso en las unidades experimentales con costra microbiana en relación al grupo control de *Lactuca sativa* “lechuga” a los 60 días (tabla 2) registrándose el mayor peso promedio de 1.21g. con costra hipermórfica y 0.78g. costra criptomórfica; 0.08g. para la costra perimórfica y grupo control (figura 2)

Un factor que determina el ph de los suelos está vinculado con el clima, en lugares lluviosos, las lluvias lixivian los cationes (Mg^{+2} , Ca^{+2} , Na^{+} , K^{+}) del suelo, convirtiéndolos en suelos ácidos, como es el caso de los suelos utilizados en la presente investigación, obtenidos de la provincia de Chachapoyas, departamento de Amazonas. Sin embargo para el crecimiento de la lechuga se necesitan suelos con un ph óptimo entre 6,7 y 7,4 de allí la importancia de utilizar costras microbióticas para alcanzar el ph requerido para el crecimiento de vegetales (FEPE, 2011).

En el presente estudio se encontró que en las unidades experimentales con costra microbiótica se incrementó el ph respecto al grupo control encontrándose valores de 7.32, 8.17 y 8.5 para las costras hipermórfica, perimórfica y criptomórfica respectivamente y el valor promedio para el grupo control fue 5.9, observándose que el mejor ph para el cultivo de *Lactuca sativa* “lechuga”, se obtuvo con la utilización costra hipermórfica (tabla 3).

En investigaciones sobre los efectos de la costra microbiótica en algunas propiedades del suelo en el sur de la quebrada de los Barrancos, Valle de Quíbor, Venezuela, se encontró que la presencia de la costra microbiótica en la superficie del suelo aumenta la actividad metabólica, el carbono orgánico (C) y la materia orgánica (M.O). En cuanto al pH, conductividad eléctrica (C.E.), salinidad y porcentaje de humedad no registraron variaciones (Nuñez, 2014).

En nuestro estudio se afirma lo antes mencionado, para el caso de materia orgánica, el grupo experimental con costra hipermórfica registró porcentajes más altos que el grupo control, siendo los valores 1.84% y 0.92%, respectivamente (tabla 4). Así mismo se encontró un aumento significativo del porcentaje de carbono orgánico comparando el grupo control en relación al grupo experimental con costra hipermórfica con valores de 0.53% y 1.07%, respectivamente (tabla 4), encontrando diferencias en el estudio antes

mencionado, realizado por Nuñez, 2014; en cuanto a los valores de pH, conductividad eléctrica, donde sí se registraron variaciones.

Al investigar el efecto de la costra microbiótica en el crecimiento de *Lactuca sativa* “lechuga”, en suelo arenoso a nivel de laboratorio, se demostró que existe un efecto positivo pues aumentaron el tamaño y peso de los vegetales estudiados, aumentando también los parámetros de fertilidad, comparando el grupo control con el grupo experimental con costra hipermórfica. Se elevaron los valores de parámetros como ph, conductividad eléctrica (C.E.), fósforo (P), potasio (K), carbono orgánico (C.O), materia orgánica (M.O) y nitrógeno (N) (tabla 4).

En el presente estudio se registraron valores para el grupo control de ph 6.22 y para el grupo experimental con costra hipermórfica 7.81; C.E (mS/cm) 0.02 y 0.26; P(ppm) 0.91 y 6.68; K (ppm) 12.95 y 50.05; C.O (%) 0.53 y 1.07; M.O(%) 0.92 y 1.84; N(%) 0.05 y 0.09; respectivamente (tabla 4).

En otra investigación sobre siembra directa en el secano aragonés, se estudio el efecto sobre el carbono orgánico en el horizonte superficial del suelo, en las regiones semiáridas, donde la capacidad del suelo para la producción agrícola es limitada, el carbono orgánico puede ejercer gran influencia sobre la calidad del suelo favoreciendo la estabilidad estructural, la porosidad, la capacidad de agua disponible, la capacidad de intercambio catiónico, e incrementando, finalmente, la producción y los beneficios económicos del agricultor (López et al., 2008).

En la zona sur de la quebrada Los Barrancos en el valle de Quíbor, se han registrado diferencias en el contenido de carbono orgánico, en general los suelos sin costras microbióticas presentan una media de 0.14% de carbono orgánico, mientras que los suelos con costras en superficies presentan incrementos importantes que alcanzan un promedio de 0.36% de carbono orgánico. La relación anterior supone que comparando el contenido promedio de carbono orgánico en muestras con y sin costras, existe un incremento de poco más del 150% en aporte de carbon orgánico por parte de las muestras con costras (Nuñez, 2014).

Según López et al. (2008), en las regiones semi áridas, donde la capacidad del suelo para la producción agrícola es limitada, el carbono orgánico puede ejercer gran influencia sobre la calidad del suelo favoreciendo la estabilidad estructural, la porosidad, la capacidad de agua disponible, la capacidad de intercambio catiónico, e incrementando, la producción y los beneficios económicos del agricultor.

V.-CONCLUSIONES

- Las costras microbióticas tienen un efecto positivo en el crecimiento de *Lactuca sativa* “lechuga” en suelo arenoso a nivel de laboratorio.
- Utilizando 2kg. de suelo arenoso y 100g. de costra hipermórfica, a los 60 días se alcanza un tamaño de 11.66 cm. y un peso de 1.21 g. para *Lactuca sativa* “lechuga”.
- La costra microbiana hipermórfica tiene mayor efecto positivo en el peso y tamaño de *Lactuca sativa* “lechuga” en comparación con las costras perimórfica y criptomórfica.
- Los parámetros de fertilidad: ph, conductividad eléctrica (C.E), fósforo (P), potasio (K), carbono orgánico (C.O), materia orgánica (M.O) y nitrógeno (N), aumentan con costra hipermórfica comparando con el grupo control.
- Los valores de parámetros de fertilidad utilizando 2kg. de suelo arenoso y 100g. de costra hipermórfica, en el crecimiento de *Lactuca sativa* “lechuga” a los 60 días, es de ph 7.81; C.E (mS/cm) 0.26; P(ppm) 6.68; K (ppm) 50.05; C.O (%)1.07; M.O(%)1.84; N(%)0.09.

VI.-RECOMENDACIONES

- Continuar con las investigaciones del efecto de la costra microbiótica en el crecimiento de *Lactuca sativa* “lechuga” pero utilizando suelos arenosos de costa, sierra y selva primero a nivel de laboratorio para luego trabajar en parcelas experimentales en las diferentes regiones.
- Evaluar el ahorro de agua para la producción de *Lactuca sativa* “lechuga”, en suelos arenosos utilizando costras microbióticas.
- Experimentar el cultivo de otras hortalizas de tallo corto, con la utilización de costras microbióticas en suelos arenosos.

VII.-REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Agrodata Perú. 2015. Lechuga Perú Exportación. Mayo 27, 2015. <http://www.agrodataperu.com>.
- Aranibar JN, L. Otter, SA Macko, CJW Feral, HE Epstein et al.2004. Nitrogen cycling in the soil plant system along a precipitation gradient in the Kalahari sands. *Global Change Biology* 10:359-373.
- Belnap J. & JS. Gardner. 1993. Soil microstructure in soil of the Colorado Plateau: The role of the cyanobacterium *Microcoleus vaginatus*. *Great Basin Naturalist* 53:40-47.
- Belnap J. & OL Lange.2003. Biological soil crust: Structure, function, and management. Springer-Verlag, Berlín.
- Bliss LC. & G. Gold. 1999. Vascular plant reproduction, establishment and growth and the effects of cryptogamic crust within a polar desert ecosystem, Devon Island, NWT, *Canadian Journal of Botany* 77:623-636.
- Calderón, J. 2007. Acuerdos orgánicos. <http://briofitos.blogspot.pe>.
- Cameron RE. & Devaney. 1970. Antarctic soil algal crust: Scanning electron and optical micro study. *Transactions of the American Microscopical Society* 89:262-273
- Castillo, A. y F. Maestre. 2011. La costra biológica del suelo: Avances recientes en el conocimiento de su estructura y función ecológica. *Revista Chilena de Historia Natural*. Vol. 84. N° 01. Santiago de Chile, Marzo 2011.
- Chamizo, E. R. 2010. Características de las costras físicas. *Revista de Ecología de Montaña*, 69-96.
- El comercio. 2013. Exportaciones de frutas y hortalizas. Asociación de Gremios Productores Agrarios del Perú. www.comexperu.org.pe. Foro _20141204.
- Eldridge DJ & RSB Greene.1994. Microbiotic soil crusts: A review of their role in soil and ecological processes in the rangeland of Australia. *Australian Journal of Soil Research* 32:389-415.
- FEPE.2011. Análisis sobre exportación de lechuga iceberg procedentes de la región de Murcia hacia el mercado Ruso. Federación Española de Productores y Exportadores de Frutas y Hortalizas.
- Ferrato, J.; M.C. Mondino.2008. Producción de hortalizas. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Rosario, Argentina.

- Fletcher JE. & WP. Martin. 1948. Some effects of algae and molds in the rain crust of desert soils. *Ecology* 29:95-99.
- Hawkes, C. 2003. Microorganismos del suelo, plantas en peligro de extinción y la conservación del matorral de Florida. *Ecosistemas: Revista Científica y técnica de ecología y medio ambiente*. USA.
- Lentz, R.; I. Shainberg; R. Sojka and D. Carter. 1992. Preventing irrigation furrow erosion with small applications of polymers, *Soil Science Society of America Journal*, Madison, Vol. 56, N°6.
- López, M, N. Blanco, M. Limón y R. Gracia. 2008. Siembra directa en el secano aragonés: Efecto sobre el carbono orgánico en el horizonte superficial del suelo. <http://www.nolaboreo.es>
- Lourdes, M. 1991. *Fitopatología*. Editorial Limusa. México.
- Li XR, XP Wang, T. Li & JC Zhang. 2002. Microbiotic soil crust and its effect on vegetation and hábitat on artificially stabilized desert dunes in Tengger Desert, north China. *Biology and Fertility of Soils* 35:147-154.
- Maestre FT, M. Huesca, E. Zaady, S. Bautista & J. Cortina. 2002. Infiltration, penetration resistance and microphytic crust composition in contrasted microsites within a Mediterranean semi arid steppe. *Soil Biology and Biochemistry* 34:985-898.
- Martínez Alonso, N. 2005. El papel de los tapetes microbianos en la biorrecuperación de zonas litorales sometidas a la contaminación por vertidos de petróleo. *Revista científica de ecología y medioambiente*. *Revista Científica de Ecología y Medio Ambiente*, 79-91.
- Ministerio de agricultura y riego. 2014. *Zonificación Económica Ecológica*. <http://mingri.gob.pe>
- Núñez Ravelo, Franklin. 2013. Variación en la composición de la costra microbiótica según la exposición (solana-umbría), en suelos del sector sur de la quebrada Los Barrancos, Valle de Quibor, estado Lara. *Revista de Investigación*, 78.
- Nuñez, Ravelo Franflin. 2014. Efectos de la costra microbiótica en algunas propiedades del suelo en el sur de la quebrada los Barrancos, Valle de Quíbor, Venezuela. *Revista Investigaciones geográficas* N° 84. México, Agosto, 2014.
- Pérez FL. 1997. Microbiotic crust in the high equatorial Andes; and their influence on paramo soil. *Catena* 31:173-198.

- Rivera V., H. Godíñez, I. Manuell & S. Rodríguez. 2005. Physical effects of biological soil crusts on seed germination of two desert plants under laboratory conditions. *Journal of Arid Environments* 63:344-352.
- Toledo ,V. y A. Florentino. 2009. Las costras microbióticas del suelo. *Revista de Investigación* Vol. 33. N°68. Septiembre-Diciembre. 2009.pp. 199-216.
- Toledo, Valentina B. 2012. Evaluación de las propiedades biológicas y bioquímicas de la costra microbiótica de un suelo bajo vegetación natural en la región árida de Quíbor, Venezuela. *Revista de Investigación*, 75.
- Zaady E.,P. Groffman & M. Shachak. 1996. Litter as a regulator of nitrogen and carbón dynamics in macrophytic patches in Negev desrt soils. *Soil Biolgy and Biochemistry* 28:39-46.

ANEXOS

Anexo 1. Crecimiento de *Lactuca sativa* “lechuga” en las unidades experimentales y grupo control a los 5 días de tratamiento (Cr5).



Foto18. Cr5 grupo control.



Foto19. Cr5 costra perimórfica.



Foto 20. Cr5 costra hipermórfica.



Foto 21. Cr5. costra criptomórfica.

Anexo 2. Crecimiento de *Lactuca sativa* “lechuga” en las unidades experimentales y grupo control a los 25 días bajo condiciones de sombra (Cr25som)..



Foto 22. Cr25som grupo control.



Foto 23. Cr25som costra perimórfica.



Foto 24. Cr25som costra hipermórfica.



Foto 25. Cr25som costra criptomórfica.

Anexo 3. Crecimiento de *Lactuca sativa* “lechuga” en las unidades experimentales y grupo control a los 25 días con periodos de sol.



Foto 26. Comparación de tratamientos (por duplicado), de izquierda a derecha: Costra perimórfica, grupo control y costra hipermórfica.

Anexo 4. Crecimiento de *Lactuca sativa* “lechuga” en las unidades experimentales y grupo control a los 45 días con periodos de sol.



Foto 27. Observación de los diferentes tratamientos en periodos de sol.

Anexo 5. Crecimiento de *Lactuca sativa* “lechuga” en las unidades experimentales y grupo control a los 60 días con periodos de sol (Cr60 sol).



Foto 28. Cr60 sol, costra hipermórfica.



Foto 29. Cr60 sol, Costra criptomórfica.



Foto 30. Cr60 sol, grupo control y costra perimórfica.

Anexo 6. Medición del tamaño de plántulas.



Foto 31. Plántulas en estudio.



Foto 32. Medición del tamaño de plántulas.

Anexo 7. Elección de plántulas sometidas al pesaje.



Foto 33. Plántulas en estudio.



Foto 34. Selección de plántulas.

Anexo 8. Determinación del peso de plántulas de *Lactuca Sativa* “lechuga”



Foto 35. Pesado de plántulas.



Foto 36. Registro de pesos.

Anexo 9. Cultivo de plántulas de *Lactuca Sativa* “lechuga” en una vivienda de la ciudad de Chachapoyas.



Foto 37. Cultivo de plántulas de *Lactuca Sativa* “lechuga”, utilizando costras microbióticas.

Dra. Flor Teresa García Huamán
Investigador Principal

Est. Héctor Ramírez Clavo
Colaborador