

**UNIVERSIDAD TECNICA ESTATAL DE QUEVEDO
UNIDAD DE ESTUDIOS A DISTANCIA
MODALIDAD SEMIPRESENCIAL
INGENIERIA AGROPECUARIA**

TESIS DE GRADO

**POBLACIÓN DE BACTERIAS Y HONGOS EN RAÍCES DE
LEGUMINOSAS ARBUSTIVAS Y RASTRERAS**

AUTOR

EDGAR JAVIER CASTILLO VELOZ

DIRECTOR

MED. VET. DIEGO ROMERO GARAICOA

QUEVEDO – ECUADOR

2011

**UNIVERSIDAD TECNICA ESTATAL DE QUEVEDO
UNIDAD DE ESTUDIOS A DISTANCIA
MODALIDAD SEMIPRESENCIAL
INGENIERIA AGROPECUARIA**

TESIS DE GRADO

**POBLACIÓN DE BACTERIAS Y HONGOS EN RAÍCES DE
LEGUMINOSAS ARBUSTIVAS Y RASTRERAS**

Presentado al Honorable Comité Técnico de la Unidad de Estudios a
Distancia como requisito previo para la obtención del título de

INGENIERO AGROPECUARIO

MIEMBROS DEL TRIBUNAL

**Ing. Lauden Rizzo Zamora M. Sc.
PRESIDENTE DE TRIBUNAL**

**Ing. Javier Guevara Santana M. Sc.
MIEMBRO DE TRIBUNAL**

**Ing. Ramón Macías Pettáo
MIEMBRO DE TRIBUNAL**

**Med. Vet. Diego Romero Garaicoa
DIRECTOR DE TESIS**

Quevedo – Ecuador

2011

DECLARACIÓN

Yo, **EDGAR JAVIER CASTILLO VELOZ** bajo juramento declaro que el trabajo aquí descrito es de mí autoría; que no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; y, que he consultado las referencias bibliográficas que se incluyen en este documento.

A través de la presente declaración cedo mis derechos de propiedad intelectual correspondientes a este trabajo, a la Universidad Técnica Estatal de Quevedo, Unidad de Estudios a Distancia, según lo establecido por la Ley de Propiedad Intelectual, por su Reglamento y por la normatividad institucional vigente.

EDGAR JAVIER CASTILLO VELOZ

CERTIFICACION

MED. VET. DIEGO ROMERO GARAICOA, Director de Tesis, Certifico: Que el señor egresado **EDGAR JAVIER CASTILLO VELOZ** realizó la tesis titulada: **POBLACIÓN DE BACTERIAS Y HONGOS EN RAÍCES DE LEGUMINOSAS ARBUSTIVAS Y RASTRERAS** bajo mi dirección, habiendo cumplido con la disposición reglamentaria establecida para el efecto.

MED. VET. DIEGO ROMERO GARAICOA

DIRECTOR DE TESIS

AGRADECIMIENTO

Agradezco con infinito afecto y cariño, a todos los profesionales, tutores-Maestros. Que gracias a ellos he culminado estos estudios superiores, gracias a su paciencia y dedicación para impartir su sabio conocimiento, de los cuales me he nutrido para poner en práctica en cada momento de mi vida profesional y en el trabajo.

La Universidad Técnica Estatal de Quevedo, especialmente a la Unidad de Estudios a Distancia

Ing. MS.C. Roque Vivas Moreira Rector de la Universidad Técnica Estatal de Quevedo

Ing. Guadalupe Murillo de Luna, Vicerrectora Administrativa y Ex Directora de la Unidad de Estudio a Distancia.

Econ. MS.C. Roger Yela Burgos, Director de la UED.

Ing. MS.C. Geovanny Suarez Fernández, Coordinador del Programa Carrera Agropecuaria

Al Comité de Investigación de la UED.

A los miembros del Tribunal.

Med. Vet. Diego Romero Garaicoa, Director de tesis

Ing. Laudén Rizzo Zamora M. Sc. Presidente de tribunal

Ing. Javier Guevara Santana M. Sc. Miembro de tribunal

Ing. Ramón Macías Pettáo, Miembro de tribunal

Todas aquellas personas que de una u otra manera contribuyeron para la elaboración de la presente investigación.

DEDICATORIA

La fe, el esfuerzo y optimismo dedicado a los largo de los años de estudio, son el fruto de la gente que creyó en mi persona, apoyándome en todo sentido dándome la mano a través de la educación. Es por ello que este trabajo está dedicado a las personas que a los largo de mi vida me han dado la formación de ser persona.

Con mucho cariño a mi padre que me escuchó y me aconsejó hasta el último momento, a ti mamá que pusiste mano dura pero suave, y a todas aquellas personas que estuvieron a mi lado.

EDGAR JAVIER CASTILLO VELOZ

INDICE GENERAL

Capítulo	Página
I	
INTRODUCCION	1
1.1. Objetivos	3
1.1.1. General	3
1.1.2. Específicos	3
1.2. Hipótesis	3
II	
REVISION DE LITERATURA	4
2.1. Microorganismos del suelo	4
2.1.1. Bacterias	4
2.1.2. Características de bacterias del género <i>Rhizobium</i>	4
2.1.3. Actinomicetos	5
2.1.4. Hongos	5
2.2. Efecto de los microorganismos en la estructura y fertilidad del suelo	8
2.2.1. Nitrificación	8
2.2.2. Fijación no simbiótico del nitrógeno	8
2.2.3. Fijación simbiótica del nitrógeno	9
2.3. Principales factores que afectan la diversidad y población microbiana del suelo	10
2.3.1. Temperatura	10
2.3.2. Humedad	10
2.3.3. pH	11
2.3.4. Aireación	12
2.3.5. Vegetación	13
2.4. Principales interacciones entre los microorganismos	14

2.4.1. Neutralismo o indiferencia	14
2.4.2. Competencia	14
2.4.3. Comensalismo	15
2.4.4. Simbiosis	15
2.4.5. Antagonismo o Amensalismo	16
2.4.6. Parasitismo y predación	16
2.5. Kudzú Tropical	17
2.5.1. Descripción	17
2.5.2. Establecimiento	18
2.5.3. Adaptación	19
2.5.4. Manejo	19
2.5.5. Productividad. Calidad y suelo	20
2.5.6. Producción de semilla y propagación vegetativa	21
2.6. Clitoria ternatea	22
2.6.1. Descripción	22
2.6.2. Distribución	23
2.6.3. Usos y aplicaciones	23
2.6.4. Adaptación	24
2.6.5. Establecimiento	24
2.6.6. Densidad y método de siembra	25
2.6.7. Manejo	25
2.6.8. Características agronómicas	26
2.6.9. Rendimiento y composición	26
2.7. Matarratón	27
2.7.1. Descripción	27
2.7.2. Distribución	28
2.7.3. Clima	29
2.7.4. Suelos y topografía	29
2.7.5. Establecimiento	30
2.7.6. Manejo	30
2.7.7. Composición nutricional en aminoácidos del Matarratón	31
2.7.8. Productividad y calidad del suelo	31

2.7.9. Producción de semilla y propagación vegetativa	32
2.8. Flemingia	33
2.8.1. Descripción	34
2.8.2. Distribución	34
2.8.3. Usos potenciales	34
2.8.4. Ecología	35
2.8.5. Adaptación	35
2.8.6. Establecimiento	35
2.8.7. Manejo	36
2.8.8. Productividad, calidad de suelo	36
2.8.9. Propagación	36
2.9. Colecta de nódulos y almacenamiento	37
2.10. Aislamiento de bacterias y hongos desde el nódulo	37
III. MATERIALES Y METODOS	38
3.1. Localización y duración del experimento	38
3.2. Condiciones meteorológicas	38
3.3. Materiales y equipos	39
3.4. Factores en estudio	39
3.5. Diseño experimental y prueba de rangos múltiples	40
3.6. Unidades experimentales y esquema del experimento	40
3.7. Mediciones experimentales	41
3.7.1. Análisis de suelo	41
3.7.2. Población de bacterias y hongos/nódulo	41
3.7.3. Población de bacterias y hongos/tratamiento	41
3.8. Procedimiento experimental	42
3.9. Procedimientos de la técnica de laboratorio	43
3.9.1. Conteo de colonias por técnica de PetriFilm	43
IV. RESULTADOS	45
4.1. Análisis de suelo	45

4.2.	Efecto simple entre las variedades de leguminosas, edades y diluciones	46
4.2.1.	Efecto simple de bacterias y hongos en las variedades de leguminosas rastreras y arbustivas	46
4.2.2.	Efecto simple de bacterias y hongos en las edades	46
4.2.3.	Efecto simple de bacterias y hongos en las diluciones	47
4.3.	Interacciones entre las leguminosas, edades y diluciones	48
4.3.1.	Interacción de las leguminosas por la edad en bacterias y hongos	48
4.3.2.	Interacción de la leguminosas por la dilución en bacterias y hongos	50
4.3.3.	Interacción de la edad por la dilución en bacterias y hongos.	51
4.3.4.	Interacción de las leguminosas por la edad por la dilución de bacterias y hongos.	53
V.	DISCUSIÓN	56
VI.	CONCLUSIONES	59
VII.	RECOMENDACIONES	60
VIII.	RESUMEN	61
IX.	SUMMARY	63
X.	BIBLIOGRAFIA	65
XI.	ANEXOS	68

INDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Principales características del Kudzú tropical.	17
2	Composición nutricional del Kudzú Tropical en estado de pre-floración.	20
3	Composición nutricional del Kudzú Tropical en estado de floración.	20
4	Composición nutricional del Kudzú Tropical en estado de post-floración.	21
5	Principales características de la <i>Clitoria ternatea</i>	22
6	Principales características del Matarratón.	27
7	Composición nutricional en aminoácidos del matarratón.	31
8	Principales características de la <i>Flemingia macrophylla</i> .	33
9	Condiciones meteorológicas y agroecológicas de la finca “La María”.	38
10	Esquema del Análisis de Varianza	40
11	Esquema del experimento.	41
12	Análisis de Suelo de la parcela experimental de leguminosa de la finca La María de la UTEQ (2010).	45
13	Peso de raíz de dos variedades de leguminosas rastreras	
14	Peso de raíz de dos variedades de leguminosas rastreras	
15	Efecto simple de bacterias y hongos en cuatro variedades de leguminosas rastreras y arbustivas	46
16	Efecto simple de bacterias y hongos en las edades de cuatro variedades de leguminosas rastreras y arbustivas.	47
17	Efecto simple de bacterias y hongos en las diluciones de cuatro variedades de leguminosas rastreras y arbustivas	47

INDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Interacción de Bacterias en cuatro variedades de leguminosas rastreras y arbustivas por la edad.	48
2	Interacción de Hongos en cuatro variedades de leguminosas rastreras y arbustivas por la edad.	49
3	Interacción de Bacterias en cuatro variedades leguminosas rastreras y arbustivas por las diluciones.	50
4	Interacción de Hongos en cuatro variedades de leguminosas rastreras y arbustivas por las diluciones.	51
5	Interacción de la edad por la dilución en la caracterización de bacterias.	52
6	Interacción de la edad por la dilución en la caracterización de Hongos.	53
7	Interacción de las leguminosas por la edad y por la dilución en la caracterización de Bacterias.	54
8	Interacción de las leguminosas por la edad y por la dilución en la caracterización de Hongos.	55

I. INTRODUCCION

Sánchez (1993). Actualmente los sistemas de producción agropecuarios han retomado como objetivo alcanzar una comunidad estable, con varios estratos de plantas productoras de follaje y/o frutos con valor nutritivo complementario a los monocultivos que son básicamente gramíneas con sistema radicular poco profundo y por lo tanto una limitada producción de forraje.

Entonces intervienen los estratos fijadores de nitrógeno, que proporcionan sombra, se utilizan como cercos vivos y mejorar la calidad nutritiva tanto de los suelos, así como la de los cultivos, además poseen un sistema radicular más profundo y han desarrollado características que les permite producir forraje en periodos secos.

Vargas y Valdivia (2005). El uso de leguminosas rastreas y arbustivas tales como el kudzú, clitoria, matarratón y flemingia las cuales muestran capacidad de adaptación a suelos ácidos de baja fertilidad, fijación del nitrógeno del aire, sistema radicular extenso y profundo, y alta persistencia, pueden frenar la destrucción de los ecosistemas, obteniendo la más rápida restitución de la vegetación sobre áreas con suelos pobres, y de esta forma evitar que se produzcan en el futuro mayores desequilibrios.

InfoAgro (2010). Por otra parte, los microorganismos del suelo constituyen su parte viva y son los responsables de la dinámica de transformación y desarrollo. En un solo gramo de tierra, encontramos millones de microorganismos beneficiosos para los cultivos. Por tanto, un suelo fértil es aquel que contiene una reserva adecuada de elementos nutritivos disponibles para la planta, o una población microbiana que libere nutrientes que permitan un buen desarrollo vegetal.

Con estos antecedentes, el objeto de este estudio, es demostrar la población microbiana existente en el Kudzú, Clitoria, Matarratón y Flemingia; que

contribuyen a las acciones fertilizantes que estas leguminosas brindan al suelo. Con el fin de proporcionar información útil que ayuden a mejorar los actuales sistemas agrícolas, justificando plenamente el desarrollo del presente trabajo investigativo.

1.1. Objetivos

1.1.1. General

- Caracterizar las bacterias y hongos en raíces de leguminosas rastreras y arbustivas. el Kudzú, Clitoria, Matarratón y Flemingia.

Específicos

- Identificar las poblaciones de bacterias y hongos presentes en el Kudzú tropical (*Phueraria phaseoides*), Clitoria (*Clitoria ternatea*), Matarratón (*Gliricidia sepium*), y Flemingia (*Flemingia macrophylla*) mediante cultivos y aislamientos microbiológicos.
- Determinar el peso de las raíces de las leguminosas rastreras y arbustivas en estudio.

1.2. Hipótesis

- La leguminosa arbustiva Matarratón (*Gliricidia sepium*) mostrará la mayor población de bacterias y hongos.
- El peso de la raíz del Matarratón (*Gliricidia sepium*) será mayor en los diferentes estados de madurez.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Microorganismos del Suelo

Arias (2007). La velocidad de multiplicación depende de la especie, pero principalmente, de las condiciones del medio en que viven. Las condiciones óptimas se dan en una temperatura de 25 a 30°C, con riqueza en minerales, suficiente humedad y materia orgánica. Este grupo lo integran las bacterias, actinomicetos, hongos y levaduras.

2.1.1. Bacterias

Arias (2007). Son los organismos unicelulares más numerosos y más importantes. Su población es de 2×10^6 hasta 500×10^6 bacterias por gramo de suelo seco. La actividad de las bacterias depende del pH del suelo y de la temperatura del suelo.

Se ha demostrado que en el caso de bacterias que descomponen la celulosa, su actividad se detiene a pH menor de 5,5, igualmente las bacterias nitrificantes prefieren pH de 6,2 a 6,8 y su actividad óptima la logran a temperatura de 25 a 35°C.

2.1.2. Características de bacterias del género *Rhizobium*

Guaman y Yaguana (2007). El ciclo evolutivo de *Rhizobium* es muy variable a lo largo de su vida adoptando formas diferentes a la típica de bacilos, tales como cocos, células inmóviles y bacteroides. Esta última es la forma infectante que produce nodulación, carece de flagelos. Otro aspecto importante a destacar su multiplicación, que es por simple fisión binaria, en la que la división del material celular se efectúa por amitosis en dos partes iguales.

No forman endosporas, su tamaño es de 0.5 a 0.9 μm , son heterótrofos, 25 a 30°C, viven en pH 6.5 a 7.5, necesitan una fuente de carbón orgánico, sin

hospedero no fijan nitrógeno. Los *Rhizobium* son peritróicos se divide celularmente de 2 – 4 h; de 2 – 3 días ya se observan colonias de crecimiento muy rápido, su metabolismo es ácido.

Guaman y Yaguana (2007). Los *Bradyrhizobium* son polares o subsolares; la división celular ocurre de 6-7 h; tardan 4 a 5 días en aparecer colonias por lo que se les denomina de crecimiento lento, su metabolismo es alcalino

2.1.3. Actinomicetos

Arias (2007). Son considerados como una subdivisión de la bacteria. Son muy comunes en los suelos. Su población es de 5×10^5 a 20×10^5 por gramo del suelo seco.

Son sensibles a la falta de humedad y aireación y al pH del suelo. Su actividad se detiene con pH mayores de 4,7. Descomponen los residuos orgánicos que no han sido atacados por los hongos y las bacterias (almidones). Algunos tienen la capacidad de producir vitaminas que excretan al suelo.

Los actinomicetos intervienen en el proceso de huminificación, y son lo que producen el típico “olor a tierra mojada”. Son saprófitos, y viven en la materia muerta.

2.1.4. Hongos

Arias (2007). Su población se estima de 5×10^3 a 9×10^5 por gramo de suelo seco. Actúan degradando la celulosa, o como depredadores de otros organismos (nematodos, bacterias, protozoos y otros hongos).

Walter (1965). Incluyen una amplia gama de organismos que comprende desde los mohos a los grandes hongos carnosos, como las setas. Aunque generalmente ocultos bajo la superficie, producen un amplio micelio en abonos y suelos que contienen grandes cantidades de materia orgánica.

Los suelos con reacción ácida constituyen un medio favorable para el desarrollo de los hongos. En los suelos pobres se encuentran unos pocos mohos por gramo, mientras que suelos ricos pueden albergar de medio a un millón.

López (1998). Los hongos se agrupan o se reproducen, forman los micelios o hilos que se extienden a través de los espacios porosos, que perforan el suelo. Estos organismos excretan enzimas que descomponen las materias vegetales frescas y las convierten en humus. Los hongos del suelo, mediante los micelios, tienden a juntar las diversas partículas y a mejorar, por tanto la estructura porosa, aumentando el tamaño y la estabilidad de los agregados del suelo.

El crecimiento de los micelios se ve favorecido por la presencia de humus y su extensión se ha estimado que es, en suelos fértiles, de 10 km por 100 g de suelo. De esto se desprende que en tales suelos los agregados serán efectivos y estables y darán por resultado un buen cultivo.

Característicamente, los hongos filamentosos presentan una red de micelio constituida por cadenas de hifas independientes. El micelio puede subdividirse en células individuales mediante paredes transversales o *septos*. Las hifas de los hongos sin septos son continuas y multinucleadas, sin tales paredes transversales, la hifa misma es más ancha, y puede ser vegetativa o fértil; los segmentos fértiles producen esporas sexuales o asexuales (conidias); éstas últimas se encuentran más diseminadas y son más abundantes y comunes que las esporas sexuales.

Por su forma de vida aerobia se los encuentra en las capas superiores. Sus especies son numerosas y varían con su hábitat. Sus funciones están ligadas con la descomposición de la celulosa y la lignina. Las formas miceliales de los hongos desempeñan un importante papel en la textura del suelo, pues dan la forma de “terron” a las partículas grandes, ayudando a mantener la porosidad.

En la “hojarasca” de las selvas forman verdaderas masas en la superficie del suelo, sobre todo en temporadas lluviosas (5).

Fernandez y Novo (2003). La composición genérica y el tamaño de la flora fúngica de un suelo varía con el tipo de suelo y con sus características físicas y químicas. Las clases imperfectas constituyen los géneros más numerosos de hongos en el suelo. Estos géneros comúnmente incluyen a *Aspergillus*, *Trichoderma* y *Penicillium*. **Fernández y Novo (2003) y Morton (1998)**, mencionan que en la rizósfera también se han descritos como frecuentes los géneros: *Fusarium*, *Mucor*, *Rhizopus*, *Rhizoctonia*.

López (1998). Estudios realizados para evaluar el efecto de los microorganismos en la formación de agregados del suelo en un suelo estéril, migajón arcilloso, demostró que en todos los casos de suelos inoculados encontraron incrementos en la agregación. Los resultados que se pueden apreciar en el cuadro 1, muestran que los hongos fueron más efectivos que las bacterias en la formación de los agregados.

Cuadro 1. Efecto de los microorganismos en la formación de agregados en un suelo de migajón, arcilloso serie Cecil (Baver).

Organismo Inoculado	Porcentaje de agregados > de 2mm
Hongos:	
Penicillium oxalicum	68.1
Fusarium moniliforme	69.7
Aspergillus Níger	43.4
Cunninghamella blakesleeana	53.1
Bacterias:	
Bacterium megatherium	7.3
Bacterium radiobacter	19.3
Rhizobium alni	4.9

FUENTE: López (1998).

2.2. Efecto de los microorganismos en la estructura y fertilidad del suelo

2.2.1. Nitrificación

Arias (2007). En el proceso de nitrificación participan bacterias, hongos y actinomicetos. Por la actividad enzimática de los microorganismos, azúcares y otros de la materia orgánica, se forma un producto final llamado (NH_4^+).

Esta primera etapa se conoce como amonificación. Los iones de amonio pueden ser absorbidos por las raíces de las plantas, o bien son absorbidos a las partículas de arcilla y humus, o pueden perderse por lavado con las fuertes lluvias.

En la segunda etapa de la nitrificación el amonio se oxida y pasa a formar nitrito (NO_2) por actividad de la bacteria *nitrosoma*. La tercera y última etapa de la nitrificación es del nitrito (NO_2) a nitrato (NO_3) por oxidación. La bacteria responsable de esta reacción se llama *nitrobacter*.

Las bacterias que participan en el proceso de nitrificación son aeróbicas (necesitan oxígeno) y por lo tanto exigen suelos aireados y bien drenados.

Arias (2007). Cuando un suelo está mal drenado, se satura con agua y ocurre que se activan otras bacterias anaeróbicas que toman el oxígeno de los nitratos y forman óxido nitroso (N_2O) o nitrógeno libre (N_2), ambos son gases que se escapan por difusión gaseosa a la atmosfera y se pierde así el nitrógeno del suelo.

2.2.2. Fijación no simbiótica del nitrógeno

Arias (2007). Existen bacterias y algas capaces de fijar el nitrógeno atmosférico incorporándolo a su propio organismo y al morir la bacteria o el

alga, el nitrógeno se incorpora al suelo. Las bacterias *clostridium* y *azobacter* son representantes de esta forma no simbiótica de fijar nitrógeno.

2.2.3. Fijación simbiótica del nitrógeno

Arias (2007). La bacteria llamada *Rhizobium* tiene la capacidad de vivir en las raíces de las leguminosas, y allí forma nódulos en las células corticales habitadas por las bacterias.

La bacteria captura el nitrógeno gaseoso y lo incorpora a su citoplasma, la planta proporciona carbohidratos a la bacteria. Estos carbohidratos posteriormente se oxidan y brindan energía a la bacteria. A cambio, la bacteria proporciona a la planta proteínas y aminoácidos. Esta fijación de nitrógeno es posible solo mediante el intercambio (simbiosis) de la planta y la bacteria.

2.3. Principales Factores que afectan la diversidad y población microbiana en el suelo.

2.3.1. Temperatura

Sotomayor (1970). Hay cierta relación entre la temperatura ambiental y el número de microorganismos en el suelo. El incremento de temperatura, combinado con una regular humedad, favorece el desarrollo microbiano. En las zonas tropicales la temperatura es siempre adecuada en el suelo, el la presencia del agua el factor variable. (29)

La mayor parte de las bacterias, hongos y actinomicetos son mesófilos, crecen con una temperatura óptima cercana a 25 y 30°C y una capacidad de crecimiento entre 15 y 45°C. Las bacterias termófilas son organismos que crecen fácilmente a temperaturas de 45° y 65°C, los hongos termófilos se multiplican de 50°C a 55°C. En los actinomicetos son comunes los grupos termofílicos, que crecen a 55-65°C, tan bien como a 30°C.

Alexander (1998). El calentamiento por el sol es elevado en los suelos tropicales y subtropicales pero la temperatura de los estratos superficiales puede ser lo suficientemente alta por calentamiento solar como para que los termófilos puedan desarrollarse (2).

2.3.2. Humedad:

Sotomayor (1970). El estado de humedad ideal en un suelo de cultivo es el “capilar”, donde el agua se encuentra formando una delgada película alrededor de las partículas de tierra y que los espacios ocupados por aire.

La presencia de agua suficiente permite toda la gama de intercambios de elementos nutritivos en las bacterias, aunque la excesiva humedad tapa los poros del suelo evitando la aireación e impidiendo la proliferación de bacterias aerobias. Por otro lado, la sequedad excesiva mata mayor número de organismos.

Aunque los hongos, pueden persistir en condiciones relativamente semiáridas y pueden ser metabólicamente activos en lugares con bajo contenido de agua. En el extremo opuesto, cuando la humedad es excesiva la difusión del O₂ necesario para el metabolismo aeróbico se hace inadecuada para cubrir la demanda microbiológica y los hongos están entre los primeros que sufren las consecuencias.

En condiciones de inundación estos microorganismos aparecen raramente. Esto es consecuencia de que todos los actinomicetos comunes del suelo tienen metabolismo aeróbico, siendo incapaces de desarrollarse y de diseminarse cuando el O₂ libre es escaso. Por otra parte, no se ven tan afectados por las condiciones de semisequedad como las bacterias y los niveles bajos de humedad favorecen a los grupos filamentosos tanto en su desarrollo vegetativo como en la formación de conidias.

Alexander (1998). Consecuentemente el número de actinomicetos permanece elevado conforme el suelo se seca, tales datos indican que las esporas de actinomicetos tienen un alto grado de resistencia a la desecación y persisten durante períodos mayores que otros grupos microbianos (2).

2.3.3. pH:

Rowell (1988). En todas las propiedades del suelo, el pH depende del desarrollo de los otros factores de formación: material parental, clima, topografía, actividad biológica, manejo y el tiempo.

Los procesos microbianos de respiración y mineralización, desarrollan acidez y causan disminución en los cationes; de igual forma, después de repetidos cultivos el suelo pierde la cal y otros de sus constituyentes, cargándose de ácidos orgánicos los que, sin ser neutralizados por la adición de cal fresca, imposibilitarían el desarrollo bacteriano. (27)

En su mayoría las condiciones óptimas están cercanas a la neutralidad. Las condiciones altamente ácidas o alcalinas tienden a inhibir a muchas bacterias comunes, aunque existen las Archaeobacterias que resisten condiciones extremadamente adversas de acidez.

En los hongos, muchas especies pueden desarrollarse dentro de un amplio intervalo de pH, desde el extremo ácido al alcalino; y dado que las bacterias y actinomicetos no son comunes en hábitat ácidos, en las áreas de pH bajo, los hongos dominan la comunidad microbiana.

Alexander (1998). En el caso los actinomicetos son desfavorables los ambientes cuyo pH es menor a 5.0, pues no toleran valores bajos, por lo que el enclavamiento, por lo general, tiene un efecto benéfico; debido a que las condiciones neutras o alcalinas favorecen el desarrollo vegetativo y la población es más abundante en suelos con valores de aproximadamente 6.5 a 8.0.

2.3.4. Aireación:

Payne et. al. (1989). Las tasas de consumo de oxígeno y producción de dióxido de carbono por los microorganismos en los suelos agrícolas, suficientemente abastecidos con oxígeno, depende del contenido de humedad y la temperatura, de la facilidad de descomposición de la materia orgánica en el suelo y también de la actividad de las raíces de los cultivos y sus asociaciones con los organismos de la rizósfera.

El índice de respiración, en suelos bien aireados, que es la relación del volumen de dióxido de carbono producido para el volumen de oxígeno consumido, es cercano a la unidad, y solamente se eleva sobre la unidad cuando hay sitios anaeróbicos presentes en el. Suelo.

Sotomayor (1970). Las tierras abiertas, arenosas, contienen mayor cantidad de aires que las arcillosas. Generalmente el aire de la tierra vegetal contiene un 2.5% de anhídrido carbónico y 18.4% de oxígeno. El aumento del gas carbónico en el aire del suelo se debe a la oxidación del mantillo.

En las tierras arcillosas, la circulación del aire es escasa, especialmente cuando están cargadas de agua, acumulándose el mantillo con mayor rapidez que la de su destrucción. En estas condiciones se multiplican las bacterias anaeróbicas provocando cambios químicos característicos con producción de metano y anhídrido carbónico, y alguna cantidad de ácido húmico.

2.3.5. Vegetación:

Alexander (1998). La microflora es afectada de muchas formas por la planta en desarrollo y las reacciones microbianas de importancia para la fertilidad pueden ser más rápidas en el medio ambiente radicular que en el suelo no rizosférico. Sin duda, la contribución más importante de la planta a la flora de la rizósfera es la provisión de productos de excreción y tejido muerto que sirven como fuente de energía, de carbono, de nitrógeno o de factores de crecimiento.

Los microorganismos también se ven afectados por la respiración radicular, la cual altera el pH o la disponibilidad de ciertos nutrientes inorgánicos por la liberación de CO₂.

Las excreciones de la raíz tienen una gran influencia en la germinación de las estructuras de reposo de varios hongos, que probablemente se benefician obteniendo fuentes de energía.

La penetración de las raíces también mejora la estructura del suelo y estas relaciones estructurales favorecen las oxidaciones microbianas. Las raíces también pueden liberar agentes antimicrobianos.

En algunos casos estos son sustancias antifúngicas y un solo sistema radicular puede originar cierto número de tales sustancias tóxicas.

2.4. Principales interacciones entre los microorganismos.

Alexander (1998). En medio ambientes naturales, hay un determinado número de relaciones entre especies microbianas y entre células individuales. Sin embargo, las interrelaciones e interacciones de los diferentes grupos microbianos que constituyen la comunidad del suelo están en continuo cambio.

Lynch (1990). En el suelo, los microorganismos viven en una estrecha proximidad e interactúan de una manera única entre ellos que está en marcado contraste con la conducta de los cultivos puros (aislamientos) estudiados por los microbiólogos en el laboratorio.

Así, los miembros de la microflora dependen uno de otro para obtener ciertas sustancias de crecimiento, pero al mismo tiempo ejercen influencias dañinas, por lo que se evidencian efectos benéficos y dañinos.

Según **Alexander (1998) y Walter et. al. (1965)** las posibles interacciones microbianas en el suelo son:

2.4.1. Neutralismo o indiferencia:

Alexander (1998). En el cual los dos microorganismos son totalmente independientes, sus efectos mutuos pueden calificarse de escasos o nulos y sus relaciones recíprocas pueden ser indiferentes.

Es poco probable que tal situación sea la habitual, pues aunque usan diferentes alimentos, cada uno modifica el ambiente de los otros al cambiar el pH, disminuir el aporte de oxígeno o producir otros cambios más sutiles.

2.4.2. Competencia:

Es una condición en la cual hay supresión de un organismo, ya que las dos especies luchan por cantidades limitadas de nutrientes, O₂, agua o espacio.

Los microorganismos mejor capacitados para utilizar las fuentes de nitrógeno y energía disponibles se multiplican mucho más rápido que sus competidores. Los efectos dañinos de una especie sobre sus vecinos son muy comunes en el suelo y se detectan por un descenso en la abundancia o actividades metabólicas de los organismos más susceptibles.

2.4.3. Comensalismo:

Walter et. al. (1965). En esta interacción, una sola especie obtiene beneficio y la otra no se ve afectada. Se caracteriza por la convivencia de dos especies, en tal forma, que mientras una recibe beneficio de la asociación, la otra no se beneficia ni perjudica. En términos generales, una utiliza como alimento los productos de desecho de la otra.

2.4.4. Simbiosis:

Alexander (1998) Los dos microorganismos dependen uno de otro y ambos se benefician por la relación. En el caso de las relaciones simbióticas cada una de

las especies asociadas recibe el beneficio derivado de la actividad de las otras. Se conocen diversos tipos de simbiosis entre dos especies. En el caso de *Rhizobium* y plantas leguminosas, las bacterias se comportan en algunos aspectos como parásitos, penetran en las raíces y causan división celular anormal, y producción de nódulos en el huésped.

Las bacterias reciben su fuente de energía de las leguminosas, beneficiándose las plantas de los compuestos nitrogenados elaborados por las bacterias a partir del nitrógeno atmosférico. Las micorrizas, asociación hongo-raíz, es otro ejemplo notable de simbiosis.

El hongo obtiene los nutrientes orgánicos esenciales, así como otros beneficios que le permiten multiplicarse en conjunto con las raíces aunque con frecuencia no lo hace en el suelo, mientras que la planta tiene un aumento en la tasa de asimilación de fósforo, nitrógeno y otros nutrientes inorgánicos, así que también incrementa la protección contra patógenos al revestirse la raíz con el micelio del hongo.

2.4.5. Antagonismo o Amensalismo:

En el cual una especie es suprimida mientras la segunda no es afectada; es el resultado característico de la producción de toxinas. Observaciones referentes a la desaparición de bacterias patógenas del suelo, llevaron al aislamiento de actinomicetos y gérmenes aerobios productores de sustancias antibióticas.

Muchos habitantes del suelo producen sustancias inhibitorias en medios de laboratorio, y no es difícil aislar cepas, que cuando son probadas en cultivos puros, suprimen numerosos microorganismos.

El frecuente aislamiento de productores de antibióticos demuestra su amplia distribución en el suelo. Los antibióticos son efectivos al inhibir o matar hongos, bacterias y actinomicetos susceptibles.

2.4.6. Parasitismo y predación:

Walter et. al. (1965). Es el ataque directo de un organismo a otro, causando la supresión paulatina o inmediata. La predación es una de las interrelaciones más dramáticas entre los microorganismos en la naturaleza. Cada uno de los grupos principales en la comunidad subterránea tiene parásitos que viven sobre o dentro de sus células.

Las bacterias de diversos géneros son atacadas por bacteriófagos (organismos que se alimentan de bacterias), y estos bacteriófagos, aunque son pocos, están ampliamente distribuidos.

2.5. Kudzú Tropical

2.5.1. Descripción

CEBA (2006). Las principales características del Kudzú tropical en rendimiento, crecimiento, comportamiento y adaptación se especifican en el cuadro 2:

Agrosemillas Huallamayo (2009). El Kudzú (*Pueraria P.phaseoloides*) es una leguminosa tropical herbácea permanente, vigorosa, voluble y trepadora de raíces profundas. Echa raíces en los nudos formando ramas laterales o secundarias que se entretajan en una masa de vegetación de 75 cm. de alto 9 meses después de la siembra, sofocando y eliminando a las malezas.

Originaria del Asia Sudoriental, Malasia e Indonesia, se encuentra muy difundida en los trópicos húmedos del mundo. En la sequía se desprenden las hojas pero sobrevive rebrotando en las próximas lluvias. Se propaga naturalmente por rizomas colonizando extensas zonas aptas con suficientes precipitaciones.

Cuadro 2. Principales características del Kudzú tropical.

Nombre científico:	Pueraria Phaseoloides
Nombre común:	Kudzú tropical
Crecimiento:	Rastrero y Trepador
Origen:	Asia
Densidad de siembra (solo):	8-10 Kg./ha ⁻¹
Densidad de siembra (en mezcla):	3-5 Kg./ha ⁻¹
Días al primer corte después de Germinación:	90-120 días
Rotación promedio:	40-50 días
Altura de la planta:	Trepador-Rastrero
Fertilidad de suelo:	Media a Alta
Utilización:	Pastoreo y Henificación, silo y abono verde
Precipitación:	900 mm. /año
Tolerancia a la sequía:	Alta
Proteína cruda:	14-16%
Producción de forraje en materia seca:	8-10 Ton./ha ⁻¹ ./año
Adaptación:	De 0 a 1800 msnm
Suelos:	Bien Drenados
Ciclo vegetativo:	Perenne

Fuente: CEBA (2006)

Recomendable como cultivo de cobertura en plantaciones permanentes, para protección y mejoramiento de suelo, control de malezas en Cítricos, Mangos, Cocos.

Agrosemillas Huallamayo (2009). Tiene alta capacidad de fijar nitrógeno atmosférico al suelo e incorporarlo, sea como abono verde o por la caída de sus hojas. Se estima un aporte de 600 Kg. de Nitrógeno por hectárea al año, mejorando el rendimiento y consumo de las gramíneas asociadas y su

contenido de proteína. También para enriquecer con materia orgánica y preparar suelos pobres para la siembra de cultivos industriales.

2.5.2. Establecimiento

Peters, Franco, Schimdt, Hincapié (2003). El kudzú se puede propagar por semillas o por material vegetativo, ya que los estolones (coronas) tienen la propiedad de producir raíces, pero lo usual es por semilla, es necesario escarificar las semillas (mecánica o químicamente), el crecimiento inicial es lento, pero una vez establecido, cubre rápidamente, ayuda a la protección del suelo por su hábito de crecimiento postrado y estolones enraizados. La recomendación de fertilización depende del análisis del suelo.

2.5.3. Adaptación

Agrosemillas Huayamallo (2009). Se adapta a diferentes tipos de suelo, desde arenosos hasta arcillosos no compactos con pH de 4 a 6. No tolera la salinidad. Está notablemente exenta de plagas y enfermedades y libre de principios tóxicos. Escasa tolerancia al fuego por lo que no se recomienda la quema. Se le considera una excelente forrajera para los trópicos húmedos, especialmente como alimento remanente para la estación seca.

Peters, Franco, Schimdt, Hincapié (2003). En condiciones tropicales se adapta hasta los 1600 m.s.n.m., suelos con fertilidad mediana-alta, necesita fósforo y magnesio; su rango de adaptación va de bosques húmedos hasta subhúmedos (> 1500 mm por año), sobrevive de 4 a 5 meses secos y aguanta sombra moderada.

2.5.4. Manejo

Peters, Franco, Schimdt, Hincapié (2003). Se recomienda aplicar fósforo en el momento de la siembra, los demás elementos se deben aplicar a los dos meses después. Cada año se debe aplicar el 50% de la dosis como mantenimiento en la época de lluvia.

Permite una muy buena asociación con gramíneas de porte erecto y también con especies estoloníferas tipo *Brachiaria* cuando se siembra en franjas.

Durante la época de sequía se reduce la producción MS por efecto de defoliación, pero con las primeras lluvias se reinicia el crecimiento activo y vigoroso. Cuando se pastorea en asociación se puede utilizar el pastoreo continuo o rotacional, también es utilizado como banco de proteína. Su persistencia en la pradera depende del manejo.

2.5.5. Productividad, calidad y suelo

Peters, Franco, Schimdt, Hincapié (2003). El kudzú tiene un alto valor nutritivo, en términos de proteína, digestibilidad, contenido de minerales. La aceptación es alta especialmente en época seca; mejora las condiciones físicas y químicas del suelo por la cantidad de hojas depositadas y por el nitrógeno fijado. La producción de MS está entre 5 y 6 t/ha⁻¹/año.

Mundo pecuario (2010). La composición nutricional del kudzú en los estados de prefloración, floración, y post-floración se hallan descritos en los cuadros 3, 4 y 5:

Cuadro 3. Composición nutricional del Kudzú tropical en estado de pre-floración.

Composición nutricional	Unidad	Cantidad
Materia seca	%	25,00
NDT	%	13,39
Proteína (TCO)	%	3,86
Calcio (TCO)	%	0,22
Fósforo total (TCO)	%	0,11
Grasa (TCO)	%	0,64
Fibra (TCO)	%	10,72

Fuente: Mundo pecuario (2010)

Cuadro 4. Composición nutricional del Kudzú tropical en estado de floración.

Composición nutricional	Unidad	Cantidad
Materia seca	%	25,10
NDT	%	12,83
Proteína (TCO)	%	3,24
Calcio (TCO)	%	0,31
Fósforo total (TCO)	%	0,08
Grasa (TCO)	%	0,67
Fibra (TCO)	%	10,57

Fuente: Mundo pecuario (2010)

Cuadro 5. Composición nutricional del Kudzú tropical en estado de post-floración.

Composición nutricional	Unidad	Cantidad
Materia seca	%	27,60
NDT	%	13,03
Proteína (TCO)	%	3,53
Calcio (TCO)	%	0,37
Fósforo total (TCO)	%	0,12
Grasa (TCO)	%	0,31
Fibra (TCO)	%	11,07

Fuente: Mundo pecuario (2010)

2.5.6. Producción de semilla y propagación vegetativa

Peters, Franco, Schimdt, Hincapié (2003). *Pueraria phaseloides* es una especie de días cortos que produce la semilla en las épocas secas, necesita de soporte para mayores producciones; los mayores rendimientos ocurren en suelos fértiles de textura liviana y buen contenido de materia orgánica. Los rendimientos varían de 400 a 500 Kg/ha⁻¹.

2.6. Clitoria ternatea

2.6.1. Descripción

Peters, Franco, Schimdt, Hincapié (2003). Las principales características de la Clitoria ternatea en rendimiento, crecimiento, comportamiento y adaptación se detallan en el cuadro 6:

Cuadro 6. Principales características de la Clitoria ternatea

Nombre científico:	Clitoria ternatea
Nombres comunes:	Conchita azul, campanilla, zapatillo de la reina , bandera, choreque, lupita, pito de parra, papito, bejuco de conchitas
Familia:	Leguminosa
Ciclo vegetativo:	Perenne
Adaptación pH:	4.5 – 8.7
Fertilidad del suelo:	Baja
Drenaje:	No tolera encharcamientos e inundaciones
m.s.n.m:	0 – 2000 mm
Precipitación:	400 - 2500 mm
Densidad de la siembra:	1 – 3 kg/ha ⁻¹
Profundidad de la siembra:	1 – 4cm
Valor nutritivo:	Proteína 17 – 20%, digestibilidad 80% Banco de proteínas, barbecho mejorado, cobertura, abono verde, pastoreo, corte y acarreo, heno, ensilaje, ornamental y medicinal.
Utilización:	

Fuente: Peters et. al. (2003).

Villanueva (2004). La clitoria es una leguminosa de áreas tropicales y subtropicales, originaria de Asia, que se localiza en ambos hemisferios, aunque

otros atribuyen su origen a Centro, Sudamérica y el Caribe, desde los 20 °N hasta los 24° S.

Villanueva (2004). Planta bianual o perenne de vida corta, semiarbusiva y trepadora, alcanza una altura de 60 a 70 cm. Sus tallos son finos de 0.5 a 3 m de largo, hojas pinadas de cinco a siete folíolos oblongo-lanceoladas de 1.5 a 7.0 cm de largo y de 3.0 a 4.0 cm de ancho, ligeramente pubescentes. Flores simples o pareadas, con pedicelos gemelos ubicados a 180° y con formas de embudo invertido, blancas o azuladas de 2.5 a 5.0 cm de longitud.

Las vainas son alargadas y planas, de 6 a 12 cm de largo y de 0.7 a 1.2 cm de ancho, con más de 10 semillas (negras, verde olivo, café o moteadas) de 4.7 a 7.0 mm de largo y 3 mm de ancho. Sus raíces son fuertes y profundas.

Villanueva (2004). Enredadera de hojas imparipinnadas con los folíolos 2-3 yugados, ovales: pedúnculos unifloros; lóbulos del cáliz lanceolados, acuminados; flores azules, con 10 estambres soldados en 2 cuerpos; hay también una forma con flores dobles; legumbre aplanada subsésil, valvas no acostilladas; semillas comprimidas.

2.6.2. Distribución

Villanueva (2004). Esta planta es nativa del Asia tropical y ecuatorial, pero ha sido introducida en África, Australia y el Nuevo Mundo. El nombre específico no alude a la habitual disposición ternaria de los folíolos, sino a la isla indonesia de Ternate, donde se registró la especie por primera vez. F.

2.6.3. Usos y aplicaciones

Tropical Forages (2002). Posee múltiples usos. Originalmente es seleccionada para la cobertura de cosechas. Ampliamente producida para carácter ornamental y usos medicinales. Ahora es usada para ciclos cortos y medianos de pasturas, así como abono verde, y banco de proteínas. También

incrementa la fertilidad del suelo para mejorar los rendimientos de cultivos como maíz, sorgo, trigo.

2.6.4. Adaptación

Villanueva (2004). Crece de manera natural en pastizales y matorrales nativos tropicales y subtropicales; a menudo se encuentra en tierras negras y arcillosas, cultivos agrícolas, tierras ociosas y lotes baldíos durante la época de lluvia.

Para su establecimiento requiere suelos moderadamente livianos a pesados, de mediana a alta fertilidad, buen drenaje interno y pH desde alcalino a medianamente ácido, aunque su mejor desarrollo se logra en suelos luvisoles de textura ligera, aun en ciertas condiciones de salinidad en altitudes de 0 a 1,800 msnm, con precipitación anual de 800 a 4,000 mm y en zonas de riego con 400 mm y temperaturas de 19 a 32 °C.

No prospera en sitios húmedos; tolera ligeramente la sombra y es muy susceptible a heladas.

2.6.5. Establecimiento

Villanueva (2004). Se requiere de áreas de fácil acceso, de topografía plana u ondulada, mecanizables, sin problemas de inundación o encharcamientos temporales y con humedad disponible durante la mayor parte del año. Con irrigación, la siembra puede realizarse en cualquier época del año.

Como muchas leguminosas, es planta trepadora que se enreda en cultivos más altos; cuando crece sola produce una cobertura densa; las ramitas foliares tienen de 5 a 9 folículos; las flores son más o menos grandes y solitarias de color azul o blanco, de cáliz tubular. Las vainas son alargadas (5 a 10 cm); las semillas son globosas o elípticas.

Villanueva (2004). En su carácter de ser una planta perenne, también asegura que después de los cortes efectuados y proporcionado el riego suficiente, reproduzca su ciclo mediante el renuevo, crecimiento, floración y producción de semilla. Prospera bien desde el nivel del mar hasta los 1,600 m sobre el nivel del mar; se le encuentra silvestre; es tolerante a la sequía y varios tipos de suelo.

2.6.6. Densidad y método de siembra

Villanueva (2004). La siembra puede ser manual o mecánica a chorrillo en surcos de 60 a 80 cm entre sí, depositando la semilla en el fondo del surco a una profundidad no mayor de 2 cm. La cantidad de semilla a sembrar varía de 7 a 20 Kg/ha⁻¹, lo que representa una densidad de 10,8 semillas/m y 44 semillas/m² para siembras en surco y al voleo, respectivamente.

Villanueva (2004). Para siembras a espeque, con una distancia entre plantas de 50 cm entre sí, se requiere de 1.8 Kg/ha⁻¹ de semilla germinable.

2.6.7. Manejo

Peters, Franco, Schimdt, Hincapié (2003). El desarrollo inicial es moderado y se debe controlar malezas; después de establecida cubre densamente compitiendo bien con malezas y para asegurar su persistencia se debe permitir la maduración de la semilla; rebrota rápidamente después de las primeras lluvias. Crece bien con gramíneas de pasto alto como elefante, *Panicum* y *Andropogon*.

Por su alta palatabilidad se debe de cuidar sometiéndolas a pastoreos suaves o utilizando periodos cortos de ocupación y largos de descanso para su recuperación; cuando se utiliza para corte se debe cortar a 25 cm. para facilitar nuevos rebrotes. Para uso estratégico como sistema de Bancos se deja pastorear el ganado durante tiempos cortos de 2 a 3 horas/día. El monocultivo también se puede utilizar para producir heno.

2.6.8. Características agronómicas

Villanueva (2004). En semilla de reciente cosecha presenta problemas para germinar, pero almacenada por seis meses mejora la tasa de germinación en 20 %, la cual se incrementa hasta 80% mediante la escarificación con arenas y tratamientos con agua caliente, ácido sulfúrico e hidróxido de potasio.

Es resistente a la sequía y responde a la irrigación. Permite hasta ocho cortes por año (45 días) y se recupera rápidamente después del corte, y aunque muestra persistencia y resistencia al pastoreo durante periodos cortos, a largo plazo tiende a desaparecer, siendo más conveniente su utilización como forraje de corte. Se considera una de las leguminosas más precoces y productivas para regiones tropicales.

2.6.9. Rendimiento y composición

Agronomía (2001). Cuando se asocia con pasto guinea o con pasto jaragua la producción es de 6 a 18 t/ha⁻¹/año de forraje seco, es decir de 30 a 90 t/ha⁻¹ de forraje verde. Otra fuente reporta que después de dos meses de establecido el cultivo, se han obtenido 24 t/ha⁻¹ de materia fresca (Gol, 1982).

En Zambia, cuando el cultivo tiene cuatro meses de establecido se obtienen 3 t/ha de materia seca y el contenido de proteína cruda se encuentra en un rango de 10 a 25%.

En Nicaragua se reportan rendimientos de 24t/ha de materia verde en solo 2 meses, mientras que el rendimiento de materia seca es de 3 – 8.5 y hasta 13 t/ha de materia seca. En ese mismo país la planta fresca (3 meses) contiene 14.3% de materia seca, de la cual 17.6 es proteína cruda y 23.3 es fibra cruda.

2.7. Matarratón

2.7.1. Descripción

Peters, Franco, Schimt, Hincapié (2003). Las principales características de la *Gliricidia sepium* en rendimiento, crecimiento, comportamiento y adaptación se detallan en el siguiente cuadro 7:

Cuadro 7. Principales características del *Gliricidia sepium*.

Nombre científico:	Gliricidia sepium
Nombres comunes:	Matarratón, cacao, cocoite, madero negro
Familia:	Leguminosa
Ciclo vegetativo:	Perenne
Adaptación pH:	5.0 – 8.0
Fertilidad del suelo:	Baja a media
Drenaje:	Necesita buen drenaje
m.s.n.m:	0 – 1600 mm
Precipitación:	800 - 2300 mm
Densidad de la siembra:	10.000 plantas /ha ⁻¹
Profundidad de la siembra:	2 cm
Valor nutritivo:	Proteína 20 – 30%, digestibilidad 50 – 75% Cercas vivas, barreras vivas, banco de proteína, soporte, sombrío, melífera, rodenticida, medicinal, madera, sistemas agroforestales, pigmento, corte y acarreo.
Utilización:	

Fuente: Peters, Franco, Schimt, Hincapié (2003).

Abad (1994). El matarratón, cuyo nombre científico es *gliricidia sepium* pertenece a la familia Fabaceae. Es un árbol originario de Centroamérica y de la zona norte de Sur América. Esta planta es una especie nativa conocida

también con los nombres de madre cacao, madero negro, piña cubao, rabo de ratón, entre otros.

Abad (1994). La altura oscila entre 7 y 15 metros, es de crecimiento mediano a rápido, su copa es extendida y poco densa y el periodo de vida es mediano. El tronco es usualmente torcido, con una corteza gris rojiza, de madera ruda, pesada y resistente, además de buen poder calórico 5000 kcal/Kg.

Las raíces son nitrificantes, (fijadoras de nitrógeno), superficiales y con un esquema pivotante. Las hojas semionduladas, colocadas generalmente en forma alterna, compuesta de 7 a 15 folios opuestos redondeados de 5 centímetros de largo, con un color verde intenso en su raíz y además caducifolia.

Abad (1994). Sus flores son vistosas, de color rosado blanquecino y agrupado en ramilletes. Los frutos están dispuestos en vainas planas de 10 a 15 cm de largo por 2 de ancho y la semilla de 1.5 cm de largo, es de color ocre.

2.7.2. Distribución

Parrotta (2000). La información más confiable disponible al momento sugiere que el matarratón es nativo a México y la América Central en un área que abarca 18° de latitud, desde la 25°30' N. en el noroeste de México hasta la 7°30' N. en Panamá. También se le ha descrito como nativo al norte de la América del Sur hasta Venezuela y las Guayanas.

Desde la época pre-colombina la especie se ha cultivado e introducido extensamente mucho más allá de su área de distribución natural. Se ha naturalizado en las Indias Occidentales desde Cuba y Jamaica hasta las Antillas Menores, Trinidad y Curaçao, y en Hawái, África Occidental, el sur de África, la India, Sri Lanka, Tailandia, las Filipinas, Indonesia y Australia.

Parrotta (2000). En Puerto Rico es común encontrar árboles plantados a los márgenes de los caminos, en cercos y como una planta de ornamento en las regiones costeras húmedas y secas, en las regiones húmedas de piedra caliza y en las regiones montañosas bajas.

2.7.3. Clima

Parrotta (2000). La mayoría del área de distribución natural del matarratón se caracteriza por un clima sub-húmedo, con una precipitación anual promedio de entre 900 y 1500 mm y una estación seca de 5 meses de duración entre diciembre y abril.

Las áreas más secas de su área de distribución natural reciben de 600 a 700 mm de precipitación anual con una estación seca de 7 a 8 meses de duración. Las áreas más húmedas de su área de distribución natural reciben hasta 3500 mm de precipitación anual con una estación seca bien definida pero de menor duración.

El matarratón ha sido cultivado en climas más húmedos que carecen de una estación seca definida. El mejor crecimiento ocurre en áreas que reciben entre 1500 y 2300 mm de precipitación anual.

Parrotta (2000). La especie se reporta como tolerante a la sequía e intolerante a las heladas. Unas temperaturas anuales promedio de entre 22 y 28 °C son características de las áreas de distribución natural y artificial de la especie, con unas temperaturas máximas promedio de 34 a 41 °C durante los meses más calientes y unas temperaturas mínimas promedio de 14 a 20 °C durante los meses más fríos.

2.7.4. Suelos y topografía

Parrotta (2000). En su área de distribución natural, el matarratón crece en una variedad de tipos de suelo, desde arenas puras hasta regasoles pedregosos

sin estratificación y Vertisoles negros profundos, y se cultiva en suelos desde arcillas hasta francos arenosos.

La especie es intolerante a las condiciones pantanosas o a la compactación del suelo en vertisoles negros y muy alcalinos. El pH del suelo en la mayoría del área de distribución del matarratón es de 5.5 a 7.0.

2.7.5. Establecimiento

Peters, Franco, Schimdt, Hincapié (2003). Se establece por semilla o por estaca. La distancia entre plantas depende del fin y del uso. Por semilla, se puede establecer directa en vivero, a una profundidad de siembra de 2 cm.

En vivero se deja crecer hasta 20 – 30 cm antes de trasplantar al campo. Se usa distancias de 0.5 – 1m entre plantas; para siembra directa se utiliza dos semillas por sitio, con este sistema se necesita de mucho tiempo para obtener árboles.

El establecimiento por estacas es más rápido, éstas deben tener más de 5 a 6 meses (no utilizar estacas viejas) y deben tener 1.5 m de largo y de 3.5 a 4 cm de diámetro; si hay buena humedad los rebrotes salen a las 4 semanas.

Peters, Franco, Schimdt, Hincapié (2003). Para cerca viva se usa estacas de 1.5 a 2.5 m de longitud, con diámetros de 5 a 10 cm separadas entre 1.5 – 5 m y enterradas 20 cm. Para banco de proteína se utiliza estacas de 50 cm, las cuales deben proceder de ramas maduras (6 meses de edad). Se pueden usar diferentes arreglos de surcos (doble surco, triángulo o sencillo).

2.7.6. Manejo

Peters, Franco, Schimdt, Hincapié (2003). La cosecha depende del objetivo, si es para forraje o leña o una combinación de los dos. El primer corte se hace

a los 8 – 12 meses después de la siembra, dependiendo del desarrollo de la planta.

La altura de corte es de 0.5 a 1m, a intervalos de 2 a 3 meses y dependiendo del crecimiento. Para evitar la caída de hojas en la época seca es necesario cortar al final del invierno.

2.7.7. Composición nutricional en aminoácidos del Matarratón

Abad (1994). La composición nutricional de aminoácidos referentes al matarratón (*gliricidia sepium*) se especifica en el cuadro 8:

Cuadro 8. Composición nutricional en aminoácidos del matarratón

Aminoácido	Miligramos/gramos de nitrógeno
Arginina	399
Cistina	99
Histidina	127
Isoleucina	300
Leucina	603
Licina	282
Metionina	105
Metionina-Cistina	204
Fenilalanina	386
Tirosina	280
Valina	401

Fuente: Escobar, Zuluaga, Morales (1998)

2.7.8. Productividad y calidad de suelo

Peters, Franco, Schimdt, Hincapié (2003). La producción de biomasa es buena a partir de los 2 años y la máxima a los 5 años, cuando los cortes se

hacen cada 3 meses se puede obtener hasta 20t/ha⁻¹/año. Contiene proteína cruda entre 20 – 30% y digestibilidad de 50 – 75%.

2.8. Flemingia

2.8.1. Descripción

Escobar, Zuluaga, Morales (1998). Habito: arbusto de aproximadamente 2m de altura, tallos cubiertos por pelos muy densos, presencia de estípulas que pueden tener hasta 15 mm de largas y caen al alcanzar su madurez (caducas). Hojas: compuestas y alternas. Peciolos de 2 a 10cm de largo. Las hojas están formadas por tres folíolos digitados, de 8 a 10 cm de largo por 4 a 7cm de ancho, ápice acuminado, base redondeada, envés de los folíolos con penachos de pelos en las axilas de los nervios.

Escobar, Zuluaga, Morales (1998). Inflorescencia: de 0.8 a 2cm de largo, con brácteas, cada una con pedicelos de 2 a 3 mm de largo. El cáliz con sépalos de 0.7 a 1.3 de largo, de color blanco con pintas rosadas o amarillentas, con venas rojizas, con las alas (pétalos laterales) mucho más pequeño que la quilla (dos pétalos fusionados lateralmente).

Fruto: es una legumbre que puede medir entre 12 y 15 mm de largo por 7 cm de ancho, cubierta por pelos muy cortos y puntos glandulares, se presenta agrupado en racimos, cuyo número puede variar entre 15 y 40 por planta. Las semillas son negras y pueden alcanzar hasta 3 mm de diámetro.

Raíz: órgano subterráneo con geotropismo positivo y crecimiento inverso al tallo, por su forma es axoforma debido a que presenta una raíz principal, bien definida, larga, profunda y de ella salen raíces secundarias donde se localizan los nódulos fijadores de nitrógeno y las micorrizas vesiculares arbusculares.

Peters, et. al. (2003). Las principales características de la *Flemingia macrophylla* en rendimiento, crecimiento, comportamiento y adaptación se detallan en el siguiente cuadro 9:

Cuadro 9. Principales características de la *Flemingia macrophylla*.

Nombre científico:	<i>Flemingia macrophylla</i>
Nombres comunes:	Flemingia
Familia:	Leguminosa
Ciclo vegetativo:	Perenne
Adaptación pH:	3.0 – 8.0
Fertilidad del suelo:	Baja
Drenaje:	Tolera inundación temporal
m.s.n.m:	0 – 2000 m
Precipitación:	1000 - 3500 mm
Densidad de la siembra:	Distancia entre surcos de 0.5 m a 1.5m y 0.5 a 1 m entre plantas
Profundidad de la siembra:	1 a 2 cm, escarificada
Valor nutritivo:	Proteína 20 - 30%, digestibilidad 35 - 55%
Utilización:	Corte y acarreo, suplemento en sequía, banco de proteína, barrera viva (control de erosión), mulch, planta de sombra en café y cacao, leña, abono verde y planta medicinal.

Fuente: Peters, et. al. (2003).

2.8.2. Distribución

Peters, et. al. (2003). Esta especie es nativa del sur de Asia, se distribuye desde el sur este del mismo continente e Indonesia, fue introducida en las regiones tropicales de África, Australia y América Latina donde ha tenido un proceso de naturalización y adaptación a estos medios.

2.8.3. Usos potenciales

Peters, et. al. (2003). Corte y acarreo, suplemento en sequía, banco de proteína, barrera viva (control de erosión), mulch, planta de sombra en café y cacao, leña y abono verde y planta medicinal.

2.8.4. Ecología

Budelman (1989). *F. macrophylla* se puede encontrar desde el nivel del mar hasta los 2000 m. La precipitación mínima requerida es de unos 1100 mm, mientras que la especie se ha encontrado que prosperan en condiciones de temporal ecuatorial en el Camerún (2850 mm).

Flemingia es una planta resistente, capaz de resistir largos períodos de sequía, y es capaz de sobrevivir en muy mal drenaje y en ocasiones el anegado los suelos. La especie se encuentra naturalmente crecen en los cursos de agua en el bosque secundario y sobre tierra batida y de los suelos lateríticos.

2.8.5. Adaptación

Peters, et. al. (2003). Se adapta bien a diferentes suelos desde arenosos a arcillosos, con pH de 3.8 a 8.0; adaptada en suelos de muy baja fertilidad aunque responde a fertilización. Crece desde el nivel del mar hasta 2000m. Precipitación de 1000 a 3500 mm; tolera sequía, permanece verde y rebrota en épocas secas prolongadas de 4 a 5 meses. Tolerancia tiempos cortos de inundación.

2.8.6. Establecimiento

Peters, et. al. (2003). Se siembra en surcos, con distancias entre surcos de 0.5 m a 1.5 m y 0.5 a 1 m entre plantas. Se puede sembrar en forma directa con dos semillas escarificadas por sitio y a 1 o 2 cm de profundidad o también se puede establecer a través de viveros. Se recomienda hacer viveros si es necesario para resiembras.

El crecimiento inicial es lento, por lo tanto necesita control de malezas durante los 5 a 6 meses de establecimiento. Se recomienda fertilización, aunque crece también sin fertilizar.

2.8.7. Manejo

Peters, et. al. (2003). Se corta de 40 a 100cm, en intervalos de 60 a 90 días, haciendo el primer corte a los 5 a 6 mese después de la siembra.

2.8.8. Productividad, calidad de suelo

Peters, et. al. (2003). Tiene alta producción de MS, con 1,5 a 6 t/ha⁻¹ en 8 a 10 semanas y rebrote excelente. Proteína de 15 a 30%; digestibilidad de 35 a 55%. La alta acumulación de hojas en el suelo, cuando se utiliza como mulch, aumenta su productividad.

2.8.9. Propagación

Escobar, Zuluaga, Morales (1998). *Flemingia macrophylla* se propaga principalmente por semilla asexual, alcanzando valores de germinación entre 50 y 70%. La semilla se coloca en eras o bandejas plásticas previamente desinfectadas para la germinación y conteniendo un sustrato a base de arena e implementando un adecuado riego.

El tiempo de germinación es de aproximadamente 10 – 20 días sin aplicar ningún tratamiento pre-germinativo. Cuando las plántulas tienen de 5 a 10 cm se trasplantan a bolsas o bandejas llenas con un sustrato compuesto por arena (30%), materia orgánica (20%) y tierra (50%), permaneciendo alrededor de dos meses en el vivero.

2.9. Colecta de nódulos y almacenamiento

Guaman y Yaguana (2007). Recolección de nódulos en el campo: Se seleccionan plantas con las mejores características (robustas, verdes y sanas), se limpia un área de 15 cm alrededor de la planta y con la ayuda de un pico manual se excava hasta exponer sus raíces. Se recogen los nódulos de la raíz principal, cortando con 1cm de raíz hacia los lados, posteriormente se colocan en tubos universales que contengan silica-gel y una capa de algodón; finalmente se tapan e identifican los tubos para ser llevados al laboratorio.

Guaman y Yaguana (2007). Paralelamente se realiza el estudio de la nodulación; tomando como referente que la nitrogenasa es sensible al oxígeno y el *Rhizobium* es anaerobio, la leghemoglobina se encarga de regular la tensión del oxígeno, por lo tanto la coloración del nódulo activo será de color rojo. Así mismo se determina la abundancia y tamaño de los nódulos.

2.10. Aislamiento de bacterias y hongos desde el nódulo

Guaman y Yaguana (2007). Utilizando el plato multiwell; se coloca un nódulo por orificio de este plato, se añade una gota de agua destilada y con una varilla de vidrio se presiona el nódulo hasta macerarlo.

Previamente se prepara medio Levadura manitol agar (LMA) + rojo congo y dispersarlo en cajas petri para que solidifique; con la varilla de vidrio que sirvió para macerar el nódulo se inocula mediante estría simple o compuesta, se sella con parafilm e identifica, este procedimiento se realiza en la cámara de aislamiento. Se colocan las cajas petri invertidas (para evitar condensación) en la estufa a 28°C, hasta establecimiento de colonias.

2.11. Investigaciones relacionadas

Vasconez y Di Luca (2010). En la finca experimental “La María”, de la Universidad Técnica Estatal de Quevedo, realizaron la determinación de la

presencia y cantidad de colonias de bacterias y hongos en asociaciones de Matarratón + Saboya, Matarratón + Decumbens, Clitoria + Tanzania y Clitoria + Mulato, con la finalidad de determinar si estas asociaciones eran favorables o no para los cultivos, efectuando cortes a las edades de 60 y 90 días y conteo de poblaciones bacterianas y de hongos con medios de cultivos.

Vasconez (2010). En el efecto simple de bacterias y hongos, encontró 224,50 UFC de bacterias y 42,83 UFC para Hongos en la asociación de Matarratón (*Gliricidia sepium*) con pasto Pasto Saboya (*Panicum maximun*); y 42,83 UFC de bacterias y 57,90 UFC de hongos para la asociación de Matarratón con pasto Brachiaria (*Brachiria decumbens*).

Para el efecto simple de bacterias y hongos en las edades, determinó a los 60 días 14,47 UFC de bacterias y 243,67 UFC de hongos. A los 90 días 84,27 UFC de bacterias y 123,30 UFC de hongos.

En el efecto simple de bacterias y hongos en las diluciones encontró UFC bacterianas para las diluciones 4: 487,08, 5: 235,17, 6: 130,25, 7: 44,00 y 8: 20,92. Para las poblaciones de hongos, en las diluciones 4:119,83, 5:67,67; 6: 28,17; 7: 21,33 y 8: 14,83.

En la interacción de la asociación por la edad, el autor reportó a los 60 días en la asociación de Matarratón + pasto Saboya 363,67 UFC para bacterias y 15,47 UFC para hongos; y para la asociación de Matarratón + pasto Brachiaria 123,67 UFC para bacterias y 17,47 UFC para hongos. A los 90 días presenta 85,33 UFC para bacterias y 70,20 UFC para hongos en la asociación de Matarratón con pasto Saboya; y para la asociación de Matarratón con pasto Brachiaria 161 UFC para bacterias y 98,33 UFC para hongos.

Referente a la interacción de la asociación por la dilución, el autor muestra para las poblaciones de bacterias en la asociación Matarratón + pasto Saboya en las diluciones 4, 5, 6, 7 y 8: 581,33; 302,00; 154,67; 57,67 y 26,83 UFC respectivamente y para los hongos 98,67; 61,17; 23,00; 17,50 y 13,83 UFC.

Para la asociación de Matarratón + pasto *Brachiaria* en las diluciones efectuadas presenta 392,83; 168,33; 105,83; 30,33 y 15,00 UFC para bacterias y para hongos 141,00; 74,17; 33,33; 25,17 y 15,83 UFC.

En la interacción de la edad por la dilución, el autor demuestra para las poblaciones de bacterias en la edad de 60 días en las diluciones 4, 5, 6, 7, y 8: 612,67; 325,00; 193,00; 63,33 y 24,33 UFC; y para las poblaciones de hongos: 18,17; 21,17; 23,67; 13,83 y 5,5 UFC. A los 90 días en las diluciones en estudio registra para las poblaciones de bacterias: 361,50; 145,33; 67,50; 24,67 y 17,50 UFC; y para las colonias de hongos: 221,50; 114,17; 32,67; 28,83 y 24,17 UFC.

Respecto a la interacción de la asociación por la edad y por la dilución, el autor registra para las poblaciones de bacterias en las diluciones 4, 5, 6, 7 y 8 a los 60 días en la asociación Matarratón con pasto Saboya 876,00; 526,67; 281,00; 101,33 y 33,33 UFC, y en la asociación de Matarratón con pasto *Brachiaria* 349,33; 123,33; 105,00; 25,33 y 15,33 UFC. A los 90 días en la primera asociación presenta 286,67; 77,33; 28,33; 14,00 y 20,33 UFC y en la segunda 436,33; 213,33; 106,67; 35,33 y 14,67 UFC.

Di Luca (2010). En el simple de bacterias y hongos presenta 58,87 UFC de bacterias y 44,37 UFC para Hongos en la asociación de *Clitoria ternatea* con pasto Pasto Tanzania (*Panicum maximun* cult. Tanzania); y 101,67 UFC de bacterias y 85,47 UFC de hongos para la asociación de *Clitoria* con pasto Mulato (*Brachiria híbrido*).

Para el efecto simple de bacterias y hongos en las edades, determinó a los 60 días 34,60 UFC de bacterias y 12,4 UFC de hongos. A los 90 días 125,93 UFC de bacterias y 117,43 UFC de hongos.

En el efecto simple de bacterias y hongos en las diluciones encontró UFC bacterianas para las diluciones 4: 206,42, 5: 74,50, 6: 53,00, 7: 43,67 y 8: 23,75. Para las poblaciones de hongos, en las diluciones 4:145,42, 5:84,33; 6: 54,42; 7: 23,75 y 8: 16,67.

En la interacción de la asociación por la edad podemos observar a los 60 y 90 días que la asociación Clitoria + Mulato obtuvo el mayor número de colonias de bacterias (46,93) y (156,40). Para el caso de hongos se encontró que en la asociación Clitoria + Tanzania obtuvo el mayor número de colonias a los 60 días (12,47); en cambio la asociación Clitoria + Mulato presentó el mayor número de colonias a los 90 días (158,60).

En la interacción de la asociación por la dilución menciona que ambas asociaciones tanto Clitoria + Tanzania y Clitoria + Mulato presentaron el mayor número de colonias de bacterias en la dilución 10^{-4} (213,83) y (199); los cuales fueron disminuyendo paulatinamente hasta la dilución 10^{-8} (19,67) y (27,83). En el conteo de colonias de hongos se presentaron la mayor cantidad en la dilución 10^{-4} , 123.33 para la asociación Clitoria + Mulato y 167.50 para la asociación Clitoria + Tanzania.

Para la interacción de la Edad por la dilución se presentó el mayor número de colonias de bacterias en la dilución 10^{-4} (327,00), el cual fue disminuyendo en las diluciones siguientes. Para el caso de hongos el mayor número de colonias se presentó a los 90 días la dilución 10^{-4} nos dio un crecimiento del 266,17 de colonias de hongos el cual comienza una disminución progresiva hasta la dilución 10^{-8} .

En la interacción de la asociación, por la edad y la dilución el autor indica que el mayor número de colonias de bacterias se dio en ambas asociaciones (Clitoria + Tanzania 360,67) y (Clitoria + Mulato 293,33) a los 90 días. La asociación Clitoria + Mulato obtuvo el mayor número de colonias de hongos a los 90 días 322,33.

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. Localización y duración del experimento

La presente investigación se llevó a cabo en la finca experimental “La María”, de la Universidad Técnica Estatal de Quevedo, ubicada en el km 7 de la Vía Quevedo – El Empalme. En el Cantón Mocache, Provincia de Los Ríos. Se encuentra entre las coordenadas geográficas de 01° 06’ de latitud Sur y 79° 29’ de longitud Oeste. A una altura de 73 metros sobre el nivel del mar. La investigación tuvo una duración de 90 días de trabajo de campo.

3.2. Condiciones meteorológicas

La Finca “La María” presenta las siguientes condiciones meteorológicas, las cuales se detallan en el Cuadro 10.

Cuadro 10. Condiciones meteorológicas y agroecológicas de la finca “La María”.

Datos Meteorológicos	Promedio Anual
Temperatura, máxima °C	29.33
Humedad Relativa, %	86,00
Heliofanía, horas/luz/año	994,40
Precipitación, cc/año	1587,50
Clima	Tropical Húmedo
Zona Ecológica	Bosque Húmedo Tropical (BhT)
Topografía	Ligeramente Ondulado

Fuente: INAMHI; Anuario meteorológico de la Estación Experimental Pichilingue, 2010.

3.3. Materiales y equipos

Los materiales que se utilizaron en la investigación son:

Concepto	Cantidad
Material vegetativo de Kudzú (g)	200
Material vegetativo de Clitoria (g)	200
Material vegetativo de Matarratón (g)	200
Material vegetativo de Flemingia (g)	200
Flexometro	1
Balanza con capacidad de un kilogramo	1
Fundas plásticas de quintal	90
Fundas plásticas	300
Fundas de papel	300
Cuaderno	1
Latillas de caña	90
Cartulinas	15
Cinta de embalaje transparente (rollos)	3
Material de laboratorio	
Placa petrifilm	6
Alcohol, L	1
Guantes, pares	25
Mascarilla	10
Desinfectante, L	1
Estufa	1
Mandil	1
Contadora de colonia	1
Autoclave	1
Reactivo utilizado pectona, g	500
Agua destilada, L	1
Tijera	1
Licuada	1
Tubo de ensayo	
Algodón, g	500

Pipeta	8
Gradilla	2
Matraz Erlenmeyer	2

3.4. Factores en estudio

La investigación planteó la evaluación de dos factores en estudio:

El factor (A): cuatro variedades de leguminosas:

- A1 = Dos variedades de leguminosas rastreras:
 - A1-a = *Phueraria phaseloides*
 - A1-b = *Clitoria ternatea*
- A2 = Dos variedades de leguminosas arbustivas:
 - A2-a = *Gliricidia sepium*
 - A2-b = *Flemingia macrophylla*

Factor (B), Tres edades de cosecha:

- 80 días
- 110 días
- 140 días

3.5. Diseño experimental y prueba de rangos múltiples

Para el presente estudio se empleó un diseño completamente al azar, con arreglo factorial 4 x 3 tomando las cuatro leguminosas, y las tres edades de cosecha. Se utilizó tres repeticiones por tratamiento. El análisis de varianza y el esquema del experimento se presentan en el Cuadro 11. Para la diferencia entre las medias de los tratamientos se empleó la prueba de rangos múltiples de Tukey al 95% de probabilidad.

Cuadro 11. Esquema del Análisis de Varianza

Fuente de variación		G. L
Tratamientos	t-1	11
Factor A	a – 1	3
Factor B	b - 1	2
Interacción	(a-1)(b-1)	6
Error	t(r-1)	24
Total	t.r - 1	35

3.6. Unidades experimentales y esquema del experimento

La unidad experimental estuvo constituida por la planta sembrada en la funda de un quintal, a la cual se le asignaron al azar la fecha de la cosecha (80, 110, y 140 días). El esquema del experimento se detalla en el Cuadro 12.

Cuadro 12. Esquema del experimento.

Leguminosas	Edades (días)	Unidad Experimental	Repetición	Total
Kudzú	80	1	3	3
	110	1	3	3
	140	1	3	3
Clitoria	80	1	3	3
	110	1	3	3
	140	1	3	3
Matarratón	80	1	3	3
	110	1	3	3
	140	1	3	3
Flemingia	80	1	3	3
	110	1	3	3
	140	1	3	3
Total				36

3.7. Mediciones Experimentales

Para efectuar la evaluación, de las siguientes variables se procedió a través del método de separación, el que consistió en la utilización de la unidad experimental (una planta) para efectuar la medición de cada variable en todas las edades de corte (80, 110 y 140 días.)

3.7.1. Análisis de suelo

Se tomaron muestras de suelo, con el fin de realizar el análisis correspondiente para determinar la microflora existente y los niveles de nutrientes.

3.7.2. Peso de raíz (g)

En la realización de esta variable se consideró el peso de la raíz de las unidades experimentales después de haber realizado el corte en los tres estados de madurez bajo estudio.

3.7.3. Población de bacterias y hongos/nódulo

Se identificó la población de bacterias y hongos existente en los nódulos de cada unidad experimental.

3.7.4. Población de bacterias y hongos/Tratamiento

En esta variable se cuantificó la población de bacterias y hongos presentes por cada tratamiento.

3.8. Procedimiento Experimental

1. Se realizó un análisis de suelo previo al experimento para conocer las concentraciones minerales y tipo de terreno.
2. Se aplicó un sorteo al azar y se etiquetó a las unidades experimentales de acuerdo a la variedad de leguminosa y fecha de corte.
3. Sembrar las unidades experimentales establecidas de acuerdo al croquis de campo establecido y el sorteo al azar.
4. Llevar el control de manejo y mantenimiento de las parcelas experimentales de dos a tres veces por semana.
5. Se tomó las muestras por cada variedad de leguminosa y se empaquetó debidamente para ser enviadas al laboratorio y realizar los análisis microbiológicos para los tres estados de madurez bajo estudio.
6. Se tabuló los datos recopilados de las tres edades de corte, para el análisis estadístico y la emisión de resultados y conclusiones.

3.9. Procedimientos de la técnica de laboratorio

3.9.1. Conteo de colonias por técnica de PetriFilm

Se toma una de las unidades experimentales, se procede a separar la parte aérea de la parte radicular, colocamos en una funda plástica y luego se pesa en una balanza electrónica y se guarda en un congelador hasta el siguiente día que se procede a realizar los análisis microbiológicos.

Para realizar los análisis microbiológicos, primero se desinfecta el laboratorio, y se esteriliza los materiales. Luego se compone una solución de agua

destilada con pectona, con esta solución se llena los tubos y se procede a esterilizar en la autoclave a 15° atmosfera por 15 minutos, y los materiales en un estufa a 120° por 24 horas en vapor seco.

Una vez esterilizado, se procede a pesar 11 gramos de muestra de raíz y licuamos con la solución de agua destilada y pectona, una vez licuado se procede a hacer las diluciones (10^{-2}), (10^{-3}), (10^{-4}), (10^{-5}), (10^{-6}), (10^{-7}) y (10^{-8}), y posteriormente se procede se hace la siembra a partir de la dilución (10^{-4}) en la placa petrifilm para microorganismos aerobios y levaduras, lo cual se realiza con una pipeta colocando 1mm de dilución en cada placa.

Una vez sembrado, se coloca las placas PetriFilm de aerobios en una estufa a 28°C por dos días (48 horas), y las placas PetriFilm de levaduras, se dejan a temperatura ambiente por 5 días, en este periodo de tiempo ya están formados las colonias y se puede realizar el conteo de bacterias y hongos en la máquina contadora, y este procedimiento se repite para las edades de cosecha restantes.

IV. RESULTADOS

4.1. Análisis de suelo

Los análisis de suelo reportaron que la zona perteneciente a la parcela experimental es de una clase textural franco limoso con una materia orgánica del 3,87% y con un nitrógeno total del 0,19%. Las concentraciones de Potasio, Calcio, Magnesio y Fósforo corresponden al 1,02 cmol k/kg, 3,10 cmol Ca/kg, 0,49 cmol Mg/kg, y 27,0 mg/kg P respectivamente. Las concentraciones de minerales más altas se reportan con 12,0 mg/kg Fe de Hierro y 9,2 mg/kg Mn de Manganeseo.

El cuadro 12 muestra los parámetros pertenecientes a los análisis de suelo de la parcela experimental de las leguminosas rastreras y arbustivas en estudio: Kudzú (*Pueratia phaseoloides*), Clitoria (*Clitoria ternatea*), Matarratón (*Gliricidia sepium*) y Flemingia (*Flemingia macrophylla*).

Cuadro 12. Análisis de Suelo de la parcela experimental de las leguminosas rastreras y arbustivas, en la finca La María de la UTEQ (2010).

Parámetros	Unidad	
Clase textural		Franco limoso
Materia orgánica	%	3,87
Nitrógeno total	%	0,19
Potasio (asimilable)	cmol k/kg	1,02
Calcio (asimilable)	cmol Ca/kg	3,10
Magnesio	cmol Mg/kg	0,49
Fósforo	mg/kg P	27,0
Hierro	mg/kg Fe	12,0
Manganeseo	mg/kg Mn	9,2
Cobre	mg/kg Cu	3,3
Zinc	mg/kg Zn	4,9

Fuente: Grande X.(2010).

4.2. Peso de raíces

Para el peso de raíces de las leguminosas rastreras, se reporta que a los 80, 110 y 140 días el mayor peso se presenta en la Clitoria con 36,55 g.; 38,55 g. y 37,50 g. respectivamente. En las leguminosas arbustivas, los mejores resultados se encontraron en el Matarratón en las tres edades evaluadas presenta los mayores valores con 12,90 g; 32,30 g. y 14,70 g. El cuadro 13 y 14 muestran los valores referidos para el peso de raíz en las edades de corte bajo estudio.

Cuadro 13. Peso de raíz de dos variedades de leguminosas rastreras

Leguminosas Rastreras	Edad	Peso de raíz (g)
Kudzú	80	6,15 a
	110	15,45 a
	140	22,20 a
Clitoria	80	36,55 a
	110	38,55 a
	140	37,50 a
CV(%)		55,63

Cuadro 14. Peso de raíz de dos variedades de leguminosas arbustivas

Leguminosas Arbustivas	Edad	Peso de raíz (g)
Matarratón	80	12,90 a
	110	32,30 a
	140	14,70 a
Flemingia	80	7,40 a
	110	2,00 a
	140	3,15 a
CV(%)		67,67

4.3. Efecto simple entre las variedades de leguminosas, edades y diluciones.

4.3.1. Efecto simple de las bacterias y hongos en las variedades de leguminosas rastreras y arbustivas.

Al analizar las cuatro variedades de leguminosas, se observa que el matarratón presenta el mayor número de colonias a nivel de bacterias (27,89 UFC) y hongos (11,47 UFC), presentándose con diferencia estadística, seguido del Kudzu con 19,40 UFC para las bacterias, y 10,12 UFC para la población de hongos. Cuadro 15.

Cuadro 15. Efecto simple de bacterias y hongos en cuatro variedades de leguminosas rastreras y arbustivas.

Leguminosas	Bacterias		Hongos	
Clitoria	16,80	b	4,42	c
Kudzú	19,40	ab	10,12	ab
Matarratón	27,89	a	11,47	a
Flemingia	3,31	c	5,87	b
CV (%)	25,80		25,76	

*Datos con transformación logarítmica: $\log. (x+1)$

4.3.2. Efecto simple de Bacterias y Hongos en las edades

En el siguiente cuadro se indica que el mayor número de colonias de bacterias y hongos se presenta en las edades más tardías, así tenemos que a los 140 días se presentan 26,17 UFC para la población bacteriana, y a los 110 días 11,12 UFC en la población de hongos. Los índices más bajos se reportan a los 110 días (11,67 UFC) en el caso de las bacterias, y a los 80 días (5,23 UFC) para los hongos.

Cuadro 16. Efecto simple de bacterias y hongos en las edades de cuatro variedades de leguminosas rastreras y arbustivas.

Edades	Bacterias	Hongos
80 días	12,72 b	5,23 c
110 días	11,67 c	11,12 a
140 días	26,17 a	7,60 b
CV (%)	25,60	25,76

*Datos con transformación logarítmica: log. (x+1)

4.3.3. Efecto simple de Bacterias y Hongos en las diluciones

Para el efecto simple de bacterias y hongos en las diluciones se observa que las poblaciones bacterianas obtienen un mayor número en los dos primeros pasajes con 59,33 y 10,94 UFC respectivamente. Para las poblaciones de hongos también se presenta el número más alto para la dilución 10^{-4} donde se reporta 23,67 UFC, seguido de la última dilución con 6,50 UFC. (Cuadro 10)

Cuadro 17. Efecto simple de bacterias y hongos en las diluciones de cuatro variedades de leguminosas rastreras y arbustivas.

Diluciones	Bacterias		Hongos	
10^{-4}	59,33	a	23,67	a
10^{-5}	10,94	b	5,72	bc
10^{-6}	5,92	ab	3,42	bc
10^{-7}	2,03	c	0,61	c
10^{-8}	6,03	ab	6,50	b
CV (%)	25,60		25,76	

*Datos con transformación logarítmica: log. (x+1)

4.4. Interacciones entre las leguminosas, edades y diluciones.

4.4.1. Interacción de las leguminosas por la edad en bacterias y hongos

En la interacción de las leguminosas por la edad, el número de colonias bacterianas se presenta elevado a los 80 días en la leguminosa Kudzú (24,67 UFC), a los 110 y 140 días en la leguminosa arbustiva Matarratón con 24,00 UFC y 45,73 UFC respectivamente. Figura 1.

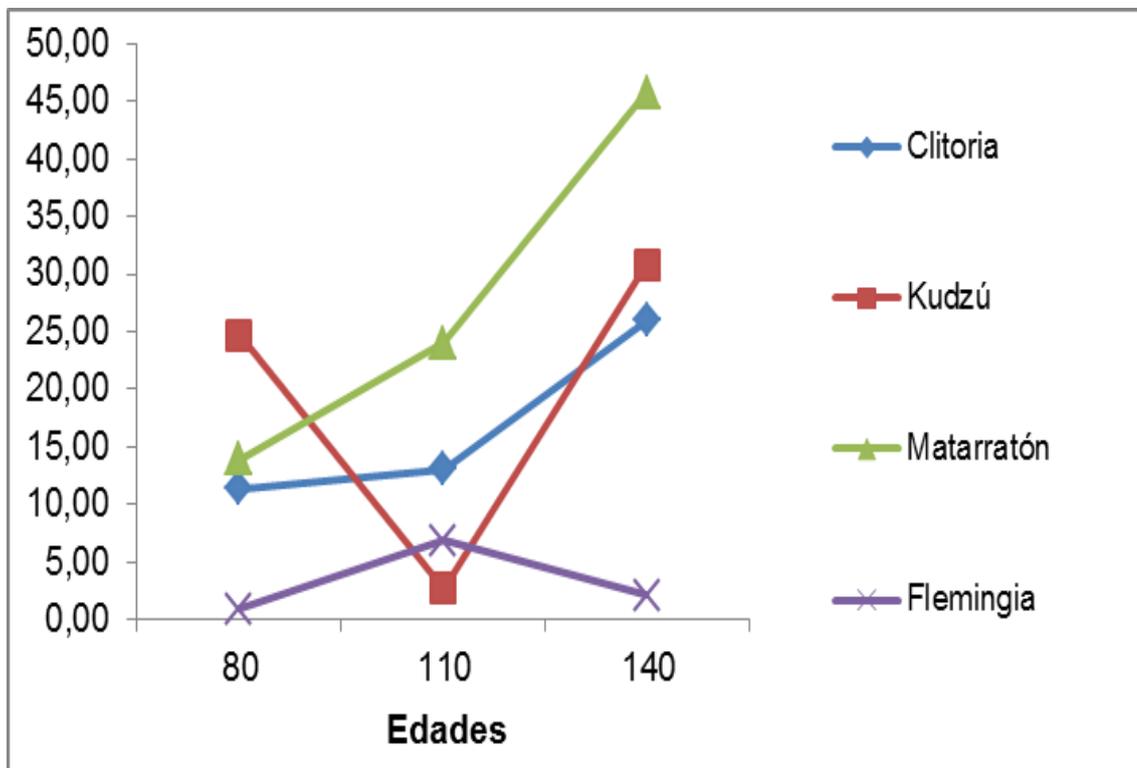


Figura 1 Interacción de Bacterias en cuatro variedades de leguminosas rastreras y arbustivas por la edad.

Lo expuesto concuerda con *Alexander* quien explica que la edad de la planta influye en el grado de respuesta de los microorganismos, jugando un importante papel en la población microbiológica del suelo al establecerse un

equilibrio en el sistema implantado. Y que en los sistemas forestales de varios años de vida, donde los restos vegetales se acumulan sobre la superficie y se van degradando de acuerdo a los requerimientos de los microorganismos se llega a un equilibrio en la dinámica microorganismo – sustrato

A nivel de hongos se puede observar que la leguminosa rastrera Kudzú a los 80 días presenta una interacción de colonias mayor con 14,73 UFC, mientras que a los 110 días las leguminosas arbustivas Matarratón (19,53 UFC) y Flemingia (16,93 UFC) presentan la mayor población de hongos. Y a los 140 días el Kudzú se presenta nuevamente con el índice más alto que corresponde a 12,93 UFC. Figura 2.

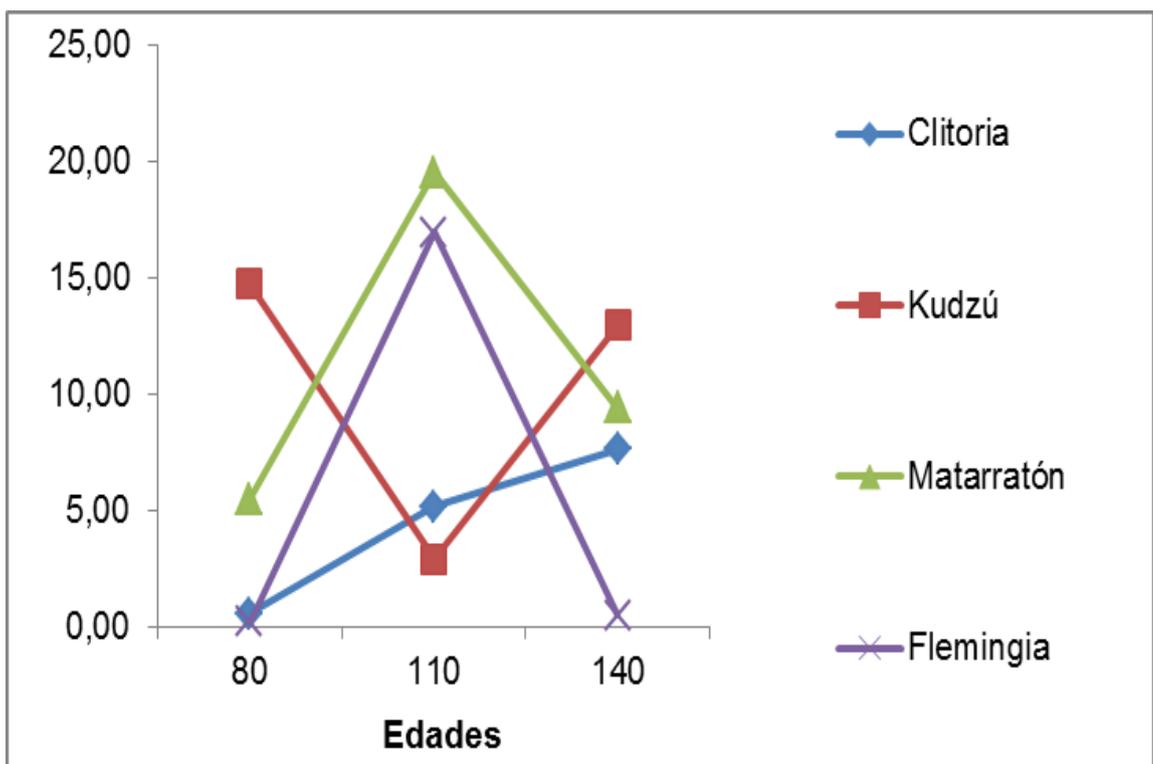


Figura 2 Interacción de Hongos en cuatro variedades de leguminosas rastreras y arbustivas por la edad.

4.4.2. Interacción de las leguminosas por la dilución en Bacterias y Hongos.

Los resultados indican que el incremento en la cantidad de colonias se presentaron a menores diluciones, sin embargo la leguminosa que presenta mayor número de colonias bacterianas en casi todas las diluciones es el Matarratón (81,89 UFC en la dilución 4; 15,67 UFC en la dilución 5; 15,78 UFC en la dilución 6, 4,89 UFC en la dilución 7 y 1,22 UFC en la dilución 8). En el caso de Bacterias, hay presencia de interacciones con similar número de colonias en las diluciones 4 y 5. (Figura 3).

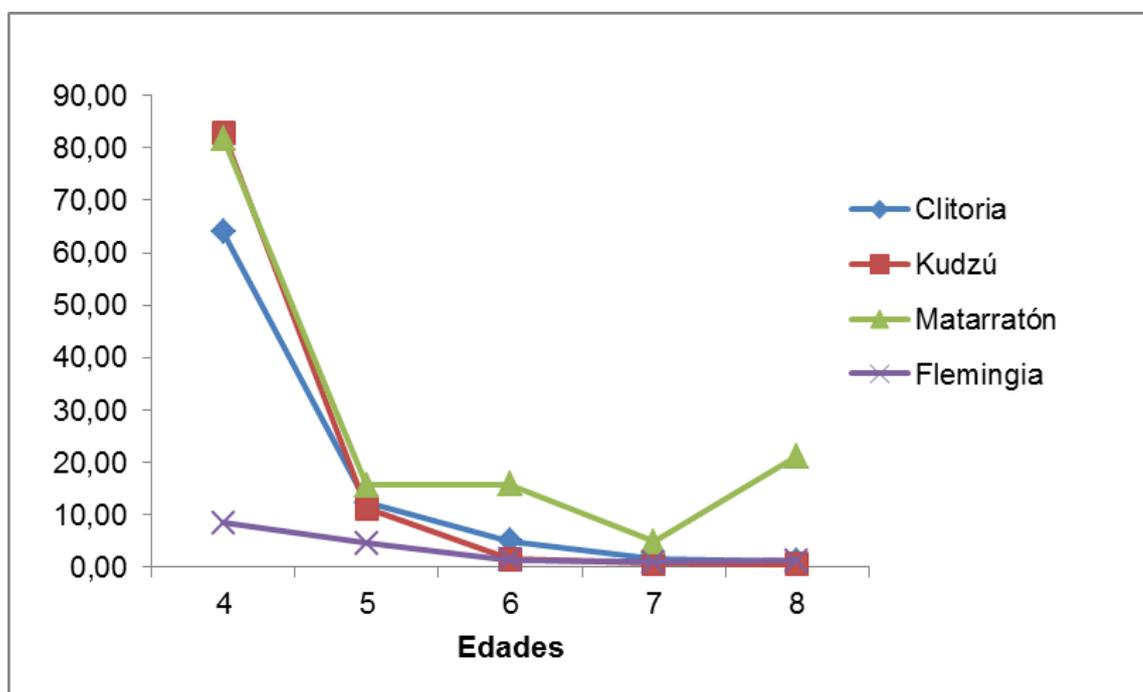


Figura 3 Interacción de Bacterias en cuatro variedades de leguminosas rastreras y arbustivas por las diluciones.

Para la población de hongos podemos observar que los mejores índices se presentan de forma irregular e independiente a las variedades de leguminosas y de la cantidad de pasajes o diluciones, por ejemplo, en la dilución 4 (40,44 UFC) y 5 (9,33 UFC) las cifras más altas corresponden al Kudzú, en la dilución

6 (12,22 UFC) y 7 (1,44 UFC) al Matarratón, y en la dilución 8 (24,44 UFC) a la Flemingia. Figura 4. Sin embargo el Kudzú es la leguminosa que registra las más altas cifras en comparación con las otras variedades bajo estudio. Las interacciones con similar número de colonias se presentaron en las diluciones 6 y 7.

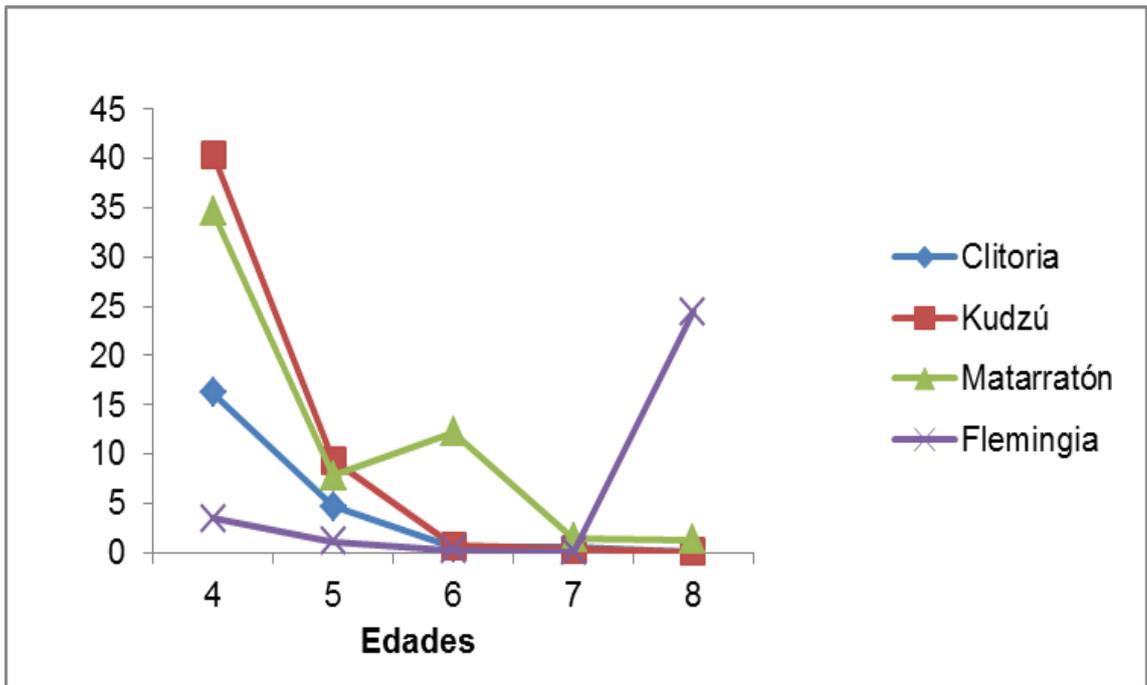


Figura 4 Interacción de Hongos en cuatro variedades de leguminosas rastreras y arbustivas por las diluciones.

4.4.3. Interacción de la edad por la dilución en Bacterias y Hongos.

De acuerdo con los resultados obtenidos para el caso de bacterias podemos ver que el mayor número de colonias en las diluciones se presentó en las últimas edades de cosecha, es decir a los 140 días (110,50 UFC en la dilución

4 y 14,25 UFC en la dilución 5) y a los 110 días (11,42 UFC en la dilución 6; 3,92 UFC en la dilución 7 y 16,67 en la dilución 8). Figura 5.

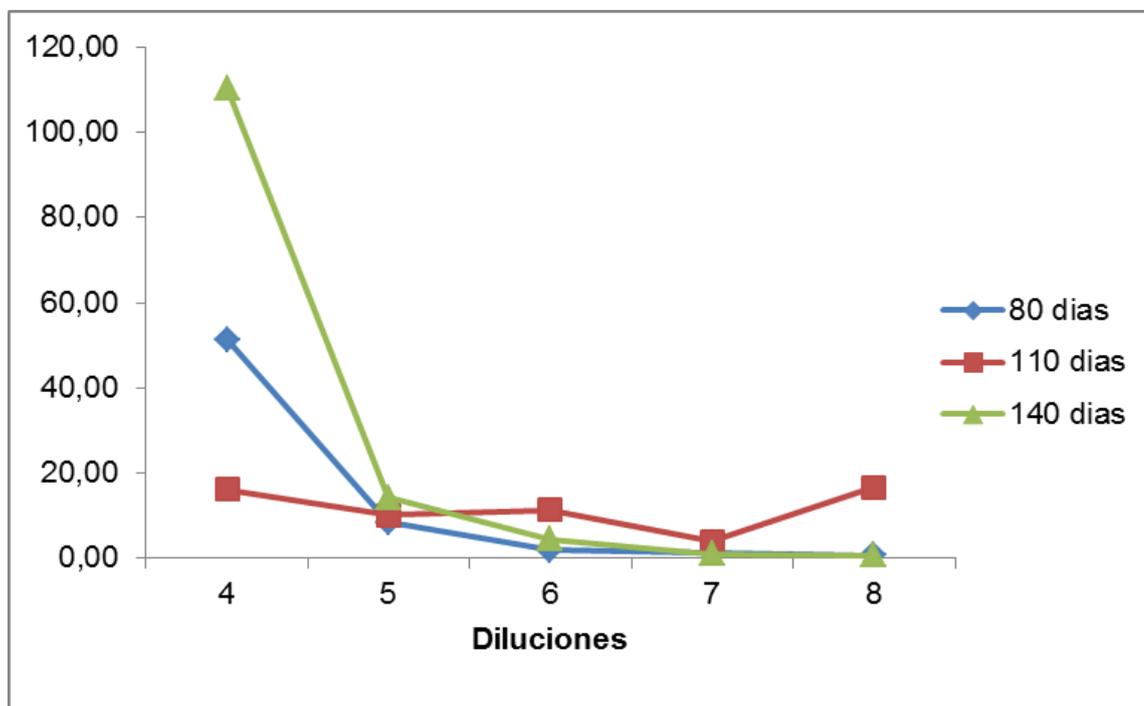


Figura 5. Interacción de la edad por la dilución en la caracterización de bacterias.

Para el caso de hongos podemos observar que la edad que presenta la mayor cantidad de colonias es la de 110 días en las diluciones: 4 (28,42 UFC), 5 (6,75 UFC), 7 (0,92 UFC) y 8 (18,58 UFC). Y a los 140 días el mayor número de colonias se presenta en la dilución 6 (9,00 UFC), sin embargo, hay una interacción con similar número de colonias en las diluciones 5, 6 y 7. Figura 6.

La humedad del suelo es un factor importante en el ciclo metabólico de los hongos, como lo explica Alexander (2). Adicionalmente, Harris (37), detalla que un gran número de especies de hongos, tiene la capacidad de producir todas las enzimas necesarias y los constituyentes celulares, a partir de nutrientes simples, a diferencia de organismos como bacterias y protozoarios que necesitan mayores cantidades de aminoácidos y vitaminas para su crecimiento.

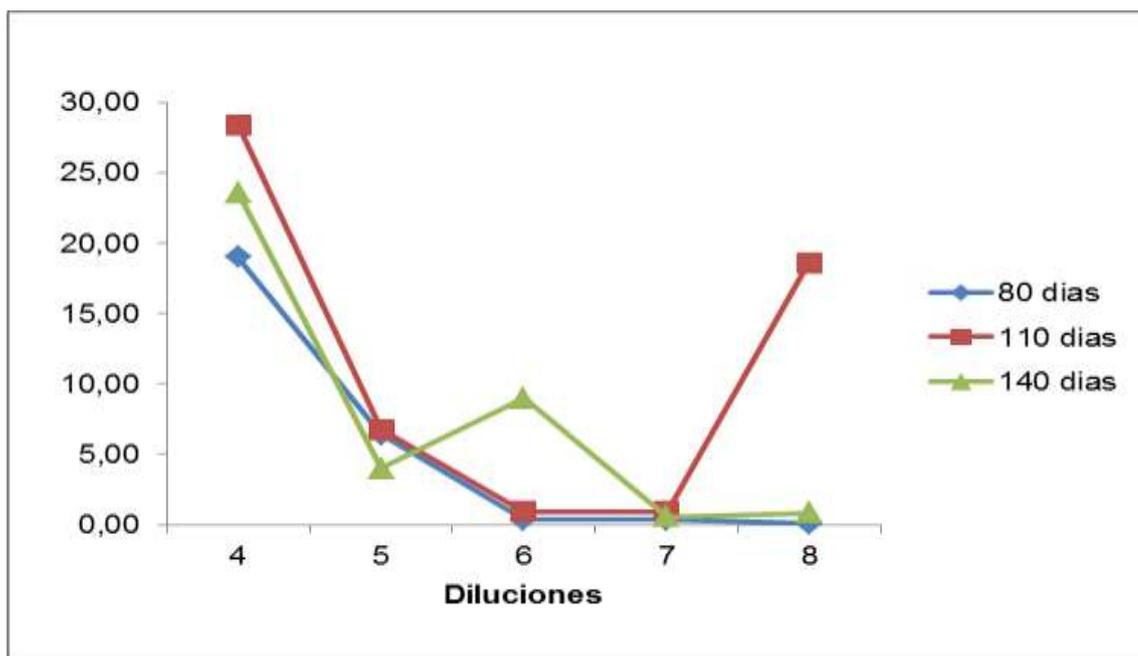


Figura 6. Interacción de la edad por la dilución en la caracterización de Hongos.

4.4.4. Interacción de las leguminosas por la Edad por la Dilución de Bacterias y Hongos.

De acuerdo con los resultados obtenidos podemos observar que la leguminosa arbustiva Matarratón a los 140 días presenta la mayor cantidad de colonias en las dos primeras diluciones (176,33 UFC en la dilución 4 y 39,33 en la dilución 5). Para la misma leguminosa a los 110 días también se registran los valores más altos en las diluciones 6 (35,00 UFC), 7 (11,67 UFC) y 8 (61,33 UFC). Hay presencia de una interacción en las diluciones 6, 7 y 8 con similar número de colonias entre las variedades de leguminosas a los 80 y 140 días. Similar interacción se presenta en las diluciones 4 y 5 a los 110 días. (Figura 7)

Giller et al. (38), mencionan que en el suelo, organismos como protozoarios y nemátodos, juegan un rol importante en la regulación de la biomasa, controlan

y mantienen la diversidad evitando la dominancia de un grupo en particular; detalla que esto es indiscutiblemente más importante para bacterias, las cuales tienden a ser fuertemente reguladas por predación e influenciadas por la calidad de los recursos.

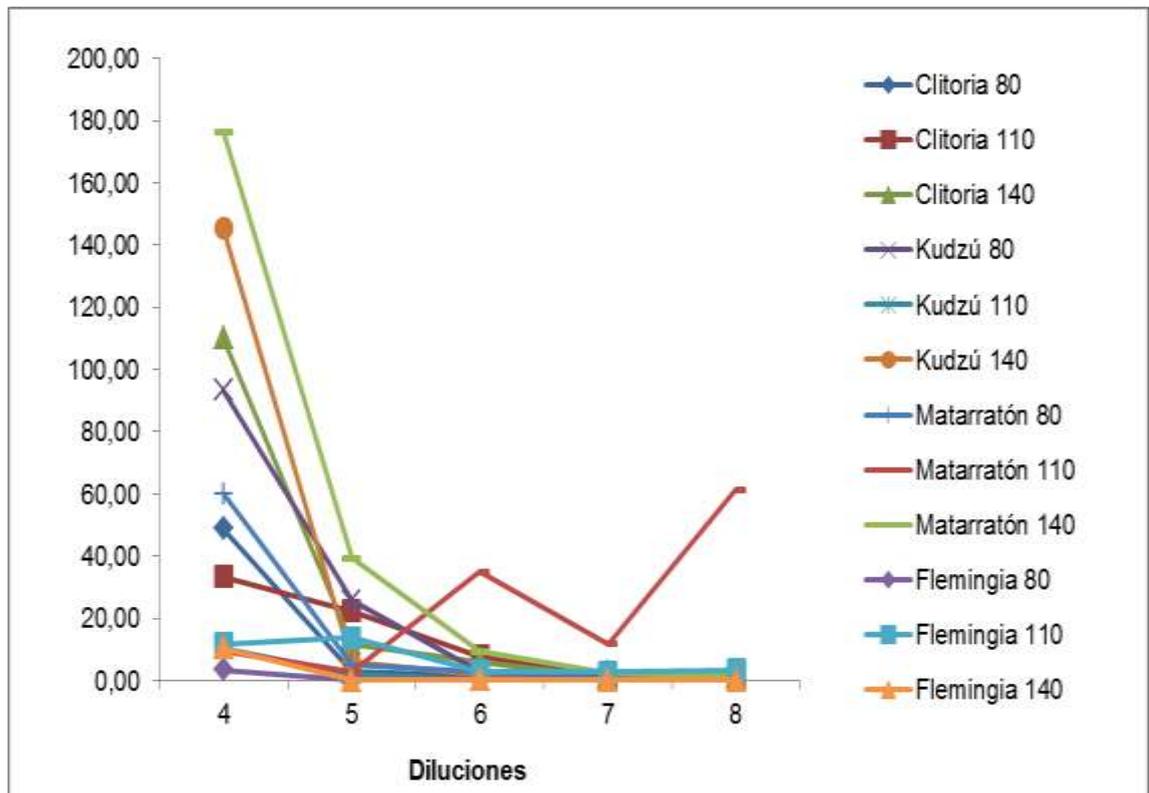


Figura 7. Interacción de las leguminosas por la edad y por la dilución en la caracterización de Bacterias.

En el caso de hongos nos indica que la leguminosa Matarratón presenta la mayor cantidad de colonias en la dilución 4 (73,67 UFC) y 7 (3,33 UFC) a los 110 días; para la dilución 5 el valor más alto (24,67 UFC) corresponde al Kudzú a los 80 días; en la dilución 6 el Matarratón de 140 días registra el mayor índice (34,00 UFC); y en la dilución 8 la Flemingia presenta el valor más alto (73,33 UFC) a los 110 días. Adicional a esto, se encontró una interacción en la dilución 6, 7 y 8 entre las cuatro variedades de leguminosas con similar número de colonias a los 80 días. (Figura 8).

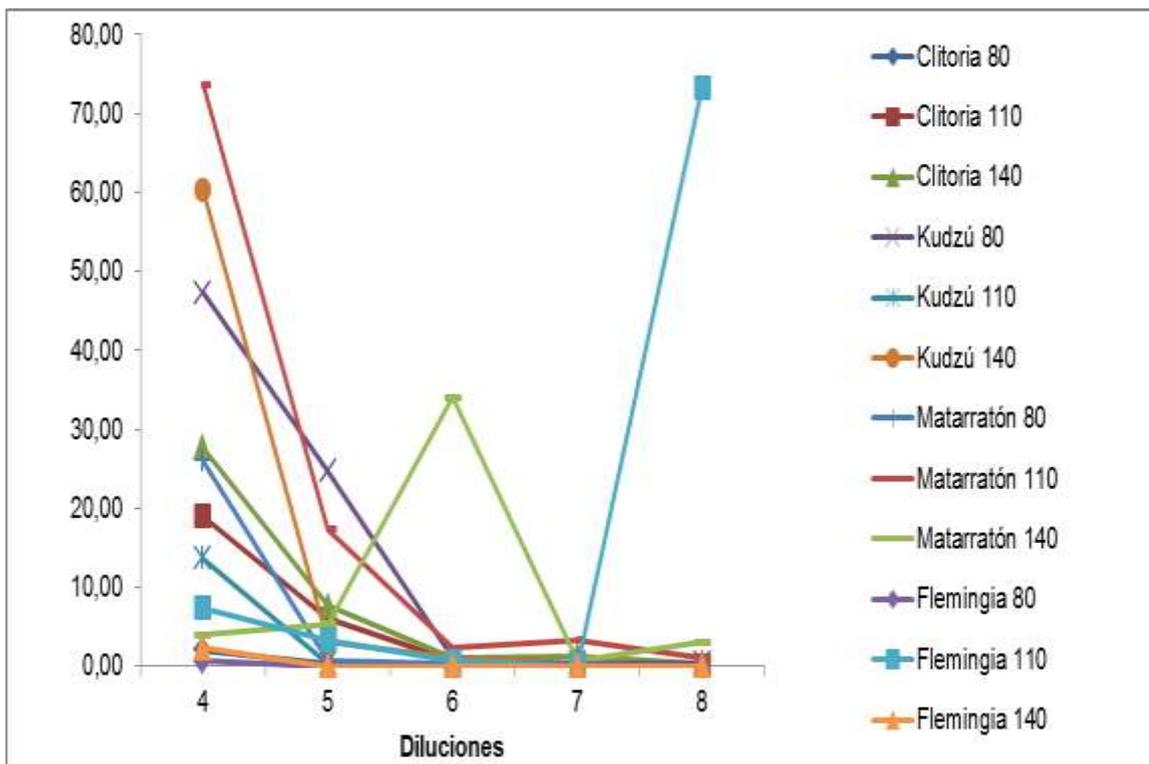


Figura 8. Interacción de las leguminosas por la edad y por la dilución en la caracterización de Hongos.

V. DISCUSIÓN

En el análisis del efecto simple de las bacterias y hongos en las cuatro variedades de leguminosas se demuestra que el Matarratón presenta el mayor número de colonias bacterianas con 27,89 UFC bajo la técnica de PetriFilm, valor que es muy inferior al reportado por Vasconez, (2010) con la misma leguminosa mediante preparación de medios de cultivo donde se determinó 224,50 UFC.

Para las poblaciones de Hongos se indica que el mayor reporte de colonias también pertenece a la leguminosa arbustiva Matarratón con 11,47 UFC, resultado que es superado ampliamente también por el establecido por Vasconez (2010) para la misma especie asociado con el pasto Saboya con 42,83 UFC. Con estos resultados queda confirmada la hipótesis “La leguminosa arbustiva Matarratón (*Gliricidia sepium*) mostrará la mayor población de bacterias y hongos”.

Para el análisis del efecto simple de las bacterias y hongos en las edades se encontró que el mayor número de colonias bacterianas se reportó a la edad de 140 días con 26,17 UFC, valor que se presenta inferior al indicado por Vasconez (2010) y Di Luca (2010), quienes obtuvieron 84,27 y 125,95 UFC para la edad de 90 días en asociaciones de Matarratón y Clitoria, con pasto Saboya, Brachiaria, Tanzania y Mulato, y bajo preparaciones de medios cultivo. También se observa un incremento de poblaciones en la edades más tardías (110 y 140 días) que en las edades más tempranas.

En las colonias de hongos, en cambio, el mayor número se encontró a la edad de 110 días con 11,12 UFC, resultado que fue inferior al reportado por Vasconez (2010) con 123,30 UFC, y al manifestado por Di Luca (2010), con 117,43 UFC.

En el efecto simple de bacterias y hongos en las diluciones, se indica que las colonias de bacterias son mayores a menor número de pasajes, ya que en la

dilución 4 se encuentra 59,33 UFC, valor que coincide a los mencionados por Vasconez y Di Luca (2010), donde el número de colonias más alto corresponde a las primeras diluciones.

Referente a la interacción de la asociación por la edad se determinó que la leguminosa rastrera Kudzú a los 80 días (24,67 UFC) obtuvo el mayor número de colonias bacterianas, seguido por el matarratón a los 110 y 140 días con 24,00 y 45,73 UFC, cifras que son superadas a gran escala por los resultados obtenidos por Vasconez, (2010) el Matarratón asociado al Saboya presenta 85,33 UFC.

Bajo la misma interacción a nivel de colonias de hongos, la leguminosa Matarratón a los 110 días obtiene el mayor número con 19,53 UFC, el cual es inferior a los descritos por Vasconez (2010) en el pasto Saboya y Brachiaria asociado con Matarratón a los 90 días con 70,20 UFC y 98,33 UFC en su orden.

Para el análisis de la interacción de la asociación por la dilución a nivel de bacterias, la leguminosa arbustiva Matarratón presenta el mayor número de colonias en las diluciones 4(81,89 UFC), 5(15,67 UFC), 6(15,78 UFC), 7(4,89 UFC) y 8 (1,22), las mismas que resultan también muy bajos comparados a los resultados reportados por Vasconez (2010) para el Matarratón asociado al Saboya, y que también coinciden con el criterio citado por el autor de que a mayor dilución menor cantidad de colonias.

En el caso de los hongos para la misma interacción, se observó un elevado incremento de colonias en diferentes variedades de leguminosas y diluciones, destacando el Matarratón en las diluciones 6 (12,22 UFC) y 7 (1,44 UFC), ambos reportes no superan lo observado por Vasconez (2010) para el Matarratón asociado con Saboya (23,00 UFC y 17,50 UFC) y Brachiaria (33,33 UFC y 25,17 UFC) en las mismas diluciones.

Con respecto a la interacción de la edad por la dilución se encontró que a los 110 y 140 días hubo el mayor número de colonias bacterianas en las diluciones 4 (110,50 UFC), 5 (14,25 UFC), 7 (3,92 UFC) y 8 (16,67 UFC), resultados bajos también a los publicados por Di Luca (2010) y Vasconez (2010) en asociaciones de Clitoria y Matarratón con los pastos Saboya, Brachiaria, Tanzania y Mulato a los 90 días, donde las colonias de bacterias decrecen también a mayor número de pasajes.

En las colonias de hongos, bajo la misma interacción, el mayor número se presentó a la edad de 110 días en las diluciones 4 (28,42 UFC), 5 (6,75 UFC), 7 (0,92 UFC) y 8 (18,58 UFC), y para la dilución 6 en la edad de 140 días, sin embargo, los valores registrados no superan de igual manera la cantidad de colonias de hongos reportadas por los autores mencionados a los 90 días.

Por último en la interacción de la asociación, por la edad y por la dilución en las colonias bacterianas se presenta los más altos números en la leguminosa Matarratón a los 110 y 140 días en las diluciones 4 (176,33 UFC), 5 (39,33 UFC), 6 (35,00 UFC), 7 (11,67 UFC) y 8 (61,33 UFC), tales resultados se alejan con una diferencia muy amplia a los mostrados por Vasconez (2010) en la misma leguminosa asociado al pasto Brachiaria a los 90 días en las diluciones 4 (436,33 UFC), 5 (213,33 UFC), 6 (106,67 UFC) y 7 (35,33 UFC).

Bajo la misma interacción pero a nivel de hongos, el mayor número de colonias también se presenta en el Matarratón a los 110 y 140 días en las diluciones 4 (73,67 UFC), 6 (34,00 UFC) y 7 (3,33 UFC) , cifras que también superan con una notable diferencia a los resultados encontrados por Vasconez (2010) donde expone 183,67 UFC en la dilución 4; 23,67 UFC para la dilución 6 y 21,00 UFC para la dilución 7 para el Matarratón asociado al pasto Saboya a los 90 días.

VI. CONCLUSIONES

Los mayores pesos de raíz se encontró en la leguminosa Clitoria (*Clitoria ternatea*) a los 80, 110 y 140 días de edad.

En el efecto simple de las bacterias y hongos en las variedades de leguminosas, el mayor número de colonias bacterianas y de hongos pertenece al Matarratón. Para el análisis de bacterias y hongos por las edades, a los 140 días se reportó el mayor número de colonias bacterianas, y a los 110 días el mayor número de colonias de hongos. Y en el efecto simple de bacterias y hongos en las diluciones, el mayor número de colonias bacterianas y de hongos se presentó en la dilución 4.

Para la interacción de las leguminosas por la edad, se determinó que el Kudzú a los 80 días y el Matarratón a los 110 y 140 días obtuvieron el mayor número de colonias bacterianas. Y para las colonias de hongos, los más altos índices corresponden a las leguminosas Kudzú a los 80 días, Matarratón a los 110 días y Flemingia a los 140 días.

Respecto a la interacción de las variedades por la dilución a nivel de bacterias, el mayor número de colonias se presentaron en el Matarratón en las diluciones 5, 6, 7 y 8. Y en el caso de los hongos en las leguminosas Kudzú (diluciones 4 y 5), Matarratón (diluciones 6 y 7) y Flemingia (dilución 8). En la interacción de la edad por la dilución, a los 140 días se encontró el mayor número de colonias bacterianas en las diluciones 4 y 5, y a los 110 días en las diluciones 6, 7 y 8. Y en las colonias de hongos el mayor número se presentó a los 110 días en las diluciones 4, 5, 7 y 8; y para la dilución 6 a los 140 días.

En la interacción de las asociaciones, por la edad y por las diluciones, la mayor cantidad de bacterias se reportó en el Matarratón a los 140 (diluciones 4 y 5) y 110 días (diluciones 6, 7 y 8). Y para las colonias de hongos, los valores más altos también se presentan en el Matarratón a los 80 (dilución 5), 110 (diluciones 4 y 7) y 140 días (dilución 6).

VII. RECOMENDACIONES

- Los ganaderos deberían emplear las asociaciones con leguminosas, porque nos ayudan a mejorar los cultivos de los pastos, favorece al enriquecimiento de los suelos, ya que un suelo con mayor captación de Nitrógeno permite el mejor crecimiento de los pastizales y también es un suelo más fértil con una mejor producción.
- Las Universidades deberían brindar asesoramiento sobre las bondades de las leguminosas arbustivas y rastreras en este caso Matarratón (*Gliricidia sepium*) y Flemingia (*Flemingia macrophylla*).
- Utilizar la leguminosa Matarratón (*Gliricida sepium*) a los 80, 110 y 140 días como asociado de cobertura y producción por las características agronómicas, nutricionales y microbiológicas que representa para la producción agropecuaria.
- Exponer los beneficios de la leguminosa arbustiva Matarratón en las condiciones tropicales y secas para garantizar y mejorar el rendimiento productivo.
- La leguminosa Matarratón puede ser utilizado en forma libre, semi-estabulado y estabulado por los aportes nutritivos que brinda al suelo y las características productivas que posee.
- Continuar investigando temas afines para brindar mayor diversidad de especies vegetales de cobertura y facilitar el mejoramiento agrícola del medio.

VIII. RESUMEN

En la finca “La María” de la Universidad Técnica Estatal del cantón Quevedo, ubicada en el km 7 de la Vía Quevedo – El Empalme, provincia de Los Ríos, se determinó la “Población de bacterias y hongos en raíces de leguminosas arbustivas y rastreras” en diferentes estados de madurez, donde se tomaron como objetivos realizar cultivos y aislamientos microbiológicos, e identificar las poblaciones de hongos y bacterias presentes en las leguminosas, utilizando un diseño completamente al azar (DCA) y la técnica de Petrifilm para el conteo de colonias.

En el efecto simple de las bacterias y hongos en las variedades de leguminosas rastreras y arbustivas, el mayor número de colonias bacterianas corresponde a la leguminosa arbustiva Matarratón con 26,17 UFC, y para las poblaciones de hongos se indica el mayor número para la misma leguminosa con 11,12 UFC. Quedando confirmada la hipótesis: “La leguminosa arbustiva Matarratón (*Gliricidia sepium*) mostrará la mayor población de bacterias y hongos”.

Para el análisis del efecto simple de las bacterias y hongos en las edades, el mayor número de colonias bacterianas se reporta a los 140 días con 26,17 UFC. En las colonias de hongos el mayor número se encontró a la edad de 110 días con 11,12 UFC.

Del efecto simple de bacterias y hongos en las diluciones, se indica que las colonias de bacterias tienen un incremento de 59,33 y 10,94 UFC en las diluciones 4 y 5. Para el caso de hongos se observó que las diluciones que presentan la mayor cantidad de colonias son la 4 (23,67 UFC) y 8 (6,50 UFC).

En la interacción de las leguminosas por la edad, el Kudzú a los 80 días (24,67 UFC) y Matarratón a los 110 (24,00 UFC) y 140 días (45,73 UFC) obtuvieron el mayor número de colonias bacterianas. A nivel de colonias de hongos, el Kudzú de 80 (14,73 UFC) y 140 días (12,93 UFC); Matarratón (19,53 UFC) y

Flemingia (16,93 UFC) de 110 días presentaron el mayor número de poblaciones.

Para el análisis de la interacción de las leguminosas por la dilución a nivel de bacterias, la leguminosa Matarratón presenta el mayor número de colonias en las diluciones 5 (15,67 UFC), 6 (15,78 UFC), 7 (4,89 UFC) y 8 (1,22 UFC). En el caso de hongos, se observó el mayor incremento de colonias en las leguminosas Kudzú en las diluciones 4 (40,44 UFC) y 5 (9,33 UFC), seguido del Matarratón en las diluciones 6 (12,22 UFC) y 7 (1,44 UFC) y Flemingia en la dilución 8 (24,44 UFC).

Respecto a la interacción de la edad por la dilución, el mayor número de colonias bacterianas se presentó a los 110 días en las diluciones 6 (11,42 UFC), 7 (3,92 UFC) y 8 (16,67 UFC) y 140 días en las diluciones 4 (110,50 UFC) y 5 (14,25 UFC), y en las colonias de hongos el mejor índice se presentó también a los 110 días en las diluciones 4 (28,42 UFC), 5 (6,75 UFC), 7 (0,92 UFC) y 8 (18,58 UFC); y 140 días en la dilución 6 (9,00 UFC).

Finalmente para la interacción de la asociación, por la edad y por la dilución, los más altos números en las colonias bacterianas corresponden a la leguminosa Matarratón a los 140 días en las diluciones 4 (176,33 UFC) y 5 (39,33 UFC). A nivel de hongos, el mayor número de colonias se presenta también en el Matarratón a los 110 días en la dilución 4 con 73,67 UFC, seguido de la Flemingia a los 110 en las dilución 8 con 73,33 UFC.

IX. SUMMARY

In the property "María" of the Technical State University of the canton Quevedo, located in the km 7 of the Road Quevedo. The Connection, county of Ríos, county of Ríos was determined the "Population of bacterias and mushrooms in roots of leguminous arbustivas and cringing" in different states of maturity, where they took as objectives to carry out cultivations and isolations microbiológicos, and to identify the populations of mushrooms and present bacterias in the grass-leguminous associations, using a design of complete blocks at random and (DCA) the technique of Petrifilm for the count of colonies.

In the simple effect of the bacterias and mushrooms in the varieties of leguminous cringing and arbustivas, the biggest number of bacterial colonies corresponds to the leguminous arbustiva Matarratón with 26,17 UFC, and for the populations of mushrooms the biggest number is indicated for the same one leguminous with 11,12 UFC. Being confirmed the hypothesis: "The leguminous arbustiva Matarratón (*Gliricidia sepium*) will show the biggest population of bacterias and mushrooms."

For the analysis of the simple effect of the bacterias and mushrooms in the ages, the biggest number of colonies bacterias is reported to the 140 days with 26,17 UFC. In the colonies of mushrooms the biggest number was to the age of 110 days with 11,12 UFC.

Of the simple effect of bacterias and mushrooms in the dilutions, it is indicated that the colonies of bacterias have an increment of 59,33 and 10,94 UFC in the dilutions 4 and 5. For the case of mushrooms it was observed that the dilutions that present the biggest quantity in colonies are 4 (23,67 UFC) 8 (6,50 UFC).

In the interaction of the leguminous ones for the age, Kudzú to the 80 days (24,67 UFC) and Matarratón at the 110 (24,00 UFC) and 140 days (45,73 UFC) they obtained the biggest number of bacterial colonies. To level of colonies of mushrooms, Kudzú 80 (14,73 UFC) and 140 days (12,93 UFC); Matarratón

(19,53 UFC) and Flemingia (16,93 UFC) of 110 days presented the biggest number of populations.

For the analysis of the interaction of the leguminous ones for the dilution at level of bacterias, leguminous Matarratón presents the biggest number of colonies in the dilutions 5 (15,67 UFC), 6 (15,78 UFC), 7 (4,89 UFC) and 8 (1,22 UFC). In the case of mushrooms, the biggest increment of colonies was observed in leguminous Kudzú in the dilutions 4 (40,44 UFC) and 5 (9,33 UFC), followed by Matarratón in the dilutions 6 (12,22 UFC) and 7 (1,44 UFC) and Flemingia in the dilution 8 (24,44 UFC).

Regarding the interaction of the age for the dilution, the biggest number of bacterial colonies showed up to the 110 days in the dilutions 6 (11,42 UFC), 7 (3,92 UFC) and 8 (16,67 UFC) and 140 days in the dilutions 4 (110,50 UFC) and 5 (14,25 UFC), and in the colonies of mushrooms the best index also showed up to the 110 days in the dilutions 4 (28,42 UFC), 5 (6,75 UFC), 7 (0,92 UFC) and 8 (18,58 UFC); and 140 days in the dilution 6 (9,00 UFC).

Finally for the interaction of the association, for the age and for the dilution, the highest numbers in the bacterial colonies correspond leguminous Matarratón to the 140 days in the dilutions 4 (176,33 UFC) and 5 (39,33 UFC). At level of mushrooms, the biggest number of colonies also shows up in Matarratón to the 110 days in the dilution 4 with 73,67 UFC, followed by Flemingia at the 110 in the dilution 8 with 73,33 UFC.

IV. BIBLIOGRAFIA

- ALEXANDER, D. 1998. Bacteria and Archae, Principles and Applications of Soil Microbiology. New Jersey: Prentice Hall Upper Saddle River. p. 44-71
- ABAD G. 1994. "El matarratón". Corporación colombiana de investigación agropecuaria. Regional 9. Plegable divulgativo No. 03-94. Disponible en: <http://www.corpoica.org.co/SitioWeb/Archivos/Publicaciones/Matarraton.PDF>. Consultado el 19 de abril del 2010.
- AOAC (2001) Official methods of análisis (15th ed.). Association of Official Analytical Chemists, Arlington, VA, USA.
- AGRONOMÍA. 2001. "Base de información sobre especies con potencial de abonos verdes y cultivos de cobertura". Disponible en: <http://www.virtual.chapingo.mx/dona/paginaIntAgronomia/abonoverde2.pdf>. Consultado el 18 de abril del 2010.
- AGROSEMILLAS HUAYAMALLO. 2009. "Kudzú tropical". Disponible en: <http://www.huallamayo.com.pe/kudzu.htm>. Consultado el 13 de abril del 2010.
- ARIAS C. 2007. "Suelos tropicales". Universidad Estatal a Distancia, San José, Costa Rica. Págs. 70-73.
- BUDELMAN A. 1989. "Flemingia macrophylla - una especie valiosa en conservación de suelos". NFT Destacados. Disponible en: http://www.winrock.org/fnrm/factnet/factpub/FACTSH/F_macrophylla.html. Consultado el 25 de mayo del 2010.
- CEBA. 2006. "Kudzú Tropical (Pueraria Phaseloides)". Disponible en: <http://www.ceba.com.co/kudzu.htm>. Consultado el 17 de abril del 2010.

- DI LUCA J. 2010. "Identificación de bacterias y hongos entre la asociación de clitoria con pasto Tanzania y Brachiaria Mulato, en la finca experimental "la María" de la Universidad Técnica Estatal de Quevedo". Tesis de grado. Universidad Agraria del Ecuador.
- ESCOBAR C., ZULUAGA J., MORALES M. 1994. "Flemingia macrophylla - Especie multipropósito". Corporación colombiana de investigación agropecuaria. Regional 10. Plegable divulgativo. Florencia - 98. Disponible en:<http://www.corpoica.org.co/SitioWeb/Archivos/Publicaciones/flemingiamacrophylla0001.pdf>. Consultado el 21 de abril del 2010.
- GRANDES X. 2010. "Informe de los análisis de agua y de suelo para el proyecto "Ejecución de seis actividades sobre impacto ambiental, producción de madera, manejo de residuos sólidos vegetales, costos de producción y evolución económica por uso de abonos". Consultoría Química y Medio Ambiente. Proveedor de Servicios de Consultoría Calificado.
- GUAMAN F. y YAGUANA M. 2007. "Caracterización morfofisiológica de bacterias fijadoras de N₂ en leguminosas herbáceas nativas de centro Loja y Valle de Casanga". Ecuador. Ed. Holguín Pág. 7.
- INFOAGRO. 2010. "Microorganismos del suelo beneficiosos para los cultivos". Disponible en: <http://www.infoagro.com>. Consultado el 18 de julio del 2010.
- LOPEZ A. 1998 "El mejoramiento de la agricultura mediante la biodegradación controlada de los residuos orgánicos". IICA (Instituto Interamericano para la Agricultura). San José. Costa Rica. Págs. 17-18.

- LYNCH, J. 1990. Introduction: some consequences of microbial rhizosphere competence for plant and soil, *The Rhizosphere*. New York : A wiley interscience publication. p. 1-31
- MUNDO PECUARIO. 2010. "Composición nutricional del Kudzú Tropical". Disponible en: http://mundopecuario.com/tema133/leguminosas_para_animales/kudzu_tropical_floracion-647.html. Consultado el 17 de abril del 2010.
- PAYNE, D.; GREGORY, P. 1988. *The soil atmosphere, Soil conditions & Plant Growth*. 11a. Ed. New York: Longman Scientific & Technical. p. 298-314
- PARROTTA J. 2000. "Gliricidia sepium (Jacq.) Walp. Leguminosae (Papilionoideae) Faboideae". Disponible en: <http://www.fs.fed.us/global/iitf/Gliricidiasepium.pdf>. Consultado el 19 de abril del 2010.
- PETERS J., FRANCO H., SCHIMDT A., HINCAPIÉ B. 2003. "Especies forrajeras Multipropósito: Opciones para productores de Centroamérica." Publicación CIAT No. 333.
- ROLANDO C., ANZULES A., DE LA TORRE R., FARFÁN C. 1989. "Manual de pastos tropicales". Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria (INIAP), Págs. 5– 10.
- SÁNCHEZ G. 1993. "Potencialidad agronómica de *Leucaena leucocephala* en la zona de Aroa y Bajo Tocuyo"; FONAIAP. Divulga, N°42.
- SOTOMAYOR, G. 1970. *Curso de Microbiología Agrícola*. Guayaquil : MAG. p. 92-104

- TROPICAL FORAGES 2002. "Clitoria Ternatea". Disponible en: http://www.tropicalforages.info/key/Forages/Media/Html/Clitoria_ternatea.htm. Consultado el 17 de abril del 2010.
- VARGAS Y. y VALDIVIA L. 2005. "Recuperación, mediante leguminosas rastreras, de suelos degradados (ex cicales) en la Selva alta de Perú". Artículo. Mosaico Cient. Págs. 78 -79.
- VASCONEZ C. 2010. Identificación de bacterias y hongos mediante la asociación de pasto saboya (*Panicum maximun*) con el matarraton (*Gliricidia sepium*) y *Brachiaria Decumbens* con el matarraton en la finca experimental "La María" de la Universidad Técnica Estatal de Quevedo. Tesis de grado. Universidad Agraria del Ecuador.
- VEGA M., RAMÍREZ J., ACOSTA L., IGARZA A. 2006. "Rendimiento, caracterización química y digestibilidad del pasto *Brachiaria decumbens* en las actuales condiciones edafoclimáticas del Valle del Cauto". Artículo REDVET. Revista electrónica de veterinaria. Disponible en: <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n050506.html>. Consultado el 23 de abril del 2010.
- VILLANUEVA F. 2004. "Agrotecnia y utilización de *Clitoria ternatea* en sistemas de producción de carne y leche". Págs. 80 – 81. Técnica Pecuaria – México. Disponible en: <http://www.tecnicapecuaria.org.mx/trabajos/200401291122.pdf>. Consultado el 18 de abril del 2010.
- WALTER, W.; Mc.BEE, R. 1965. Microbiología General. Traducido por Fernando Calchero. México: Compañía Editorial Continental. p. 235-255