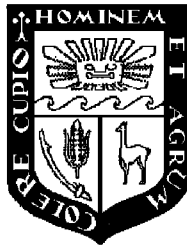


UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA

LA MOLINA

Facultad de Ciencias Forestales



**Determinación de la viabilidad y su correlación con el
contenido de goma y tanino en la especie *Caesalpinia spinosa***

Tesis para optar el Título de
INGENIERO FORESTAL

Rocio Elizabeth Guerrero Sosa

Lima – Perú
2011

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Los Miembros del Jurado que suscriben, reunidos para calificar la sustentación del Trabajo de Tesis, presentado por la ex-alumna de la Facultad de Ciencias Forestales, Bach. **ROCIO ELIZABETH GUERRERO SOSA**, intitulado “DETERMINACIÓN DE LA VIABILIDAD Y SU CORRELACIÓN CON EL CONTENIDO DE GOMA Y TANINO EN LA ESPECIE *CAESALPINIA SPINOSA*”.

Oídas las respuestas a las observaciones formuladas, lo declaramos

.....

con el calificativo de

En consecuencia queda en condición de ser considerada APTA y recibir el título de INGENIERO FORESTAL.

La Molina, 23 de agosto del 2011

.....
Dr. Gilberto Dominguez Torrejón
Presidente

.....
Ing. Carlos Fernando Bulnes Soriano
Miembro

.....
Ing. Rosa Maria Hermoza Espezuía
Miembro

.....
Ing. Ignacio Romulo Lombardi
Indacochea
Patrocinador

.....
Ph.D Hector Enrique Gonzáles
Mora
Co-Patrocinador

RESUMEN

Se utilizaron frutos de *Caesalpinia spinosa* de la plantación de tara ubicada en Jayanca-Lambayeque en cuatro estadios de maduración del fruto, recolección mensual en un período de 4 meses: el estadio 1 corresponde a vaina verde, el estadio 2 la vaina fue de color fucsia, en el estadio 3 fue color naranja y en el cuarto fue de color rojo intenso; los tres primeros estadios se recolectaron en planta y el último se realizó en suelo a semejanza de la cosecha tradicional de la especie.

Se emplearon dos métodos colorimétricos de determinación de la viabilidad de semillas (test de tetrazolio, técnica bioquímica aceptada por ISTA, y el test de índigo carmín aun no aceptado), para ver cual predice mejor la germinación. Como control de estos métodos se realizó el ensayo de germinación. La técnica de tetrazolio tiñe las partes vivas, mientras que el índigo carmín tiñe las partes muertas del embrión. Los resultados de correlación fueron: tetrazolio ($r=0.73$), índigo carmín ($r=0.83$), donde ambos resultaron ser buenos estimadores para la germinación. También se determinó el contenido de goma (endospermo) en los cuatro estadios de maduración del fruto para determinar en que estadio se obtiene mayor contenido de goma y para su posible predicción al realizar un test de viabilidad. Se realizó por dos métodos, el de hojuelas y el gravimétrico. El primero es un método propuesto durante la investigación, a consecuencia de la extracción del endospermo durante el acondicionamiento de la semilla para las pruebas de viabilidad, el segundo es un método tradicional de extracción. Escogiéndose el método de hojuelas. Con estos resultados se realizaron análisis de correlación y de regresión con las pruebas de viabilidad, adicionalmente con el ensayo de germinación y el tiempo de vida del fruto. Determinándose que hay mayor contenido de goma en el estadio 2, y conforme la maduración este contenido disminuye ligeramente. Los resultados de correlación y su p-value fueron: tetrazolio ($r=0.99$, $p=0.015$), índigo carmín ($r=0.66$, $p=0.335$), germinación ($r=0.79$, $p=0.214$), tiempo de vida del fruto ($r=0.80$, $p=0.201$), de los cuales el test de tetrazolio indicó una correlación positiva intensa con el contenido de goma (rendimiento), explicándolo muy bien, y validándose el modelo de estimación. Finalmente, se determinó el contenido de taninos en los cuatro estadios de maduración del fruto para determinar al igual que la goma en qué estadio se obtiene un mayor contenido y su posible predicción al realizar un test de viabilidad. La cuantificación de taninos se realizó por el método volumétrico (método del permanganato).

Determinándose que hay mayor contenido de taninos en el estadio 3 y 4, es decir que este contenido aumenta conforme la maduración del fruto. Los resultados de correlación fueron: tetrazolio ($r=1.00$, $p=0.000$), índigo carmín ($r=0.74$, $p=0.264$), germinación ($r=0.84$, $p=0.161$), tiempo de vida del fruto ($r=0.84$, $p=0.162$), de los cuales el test de tetrazolio indicó una correlación perfecta con el contenido de taninos, validándose a la vez el modelo de estimación.

ÍNDICE

	Página
DEDICATORIA.....	III
AGRADECIMIENTOS.....	IV
RESUMEN.....	V
ÍNDICE.....	VII
LISTA DE CUADROS.....	XI
LISTA DE FIGURAS.....	XII
1. INTRODUCCIÓN.....	13
2. REVISIÓN DE LITERATURA	15
2.1 MARCO CONCEPTUAL.....	15
2.1.1 <i>Definición del fruto</i>	15
2.1.2 <i>Definición de la semilla</i>	15
2.1.3 <i>Formación de la semilla y el fruto</i>	16
2.1.4 <i>Desarrollo del fruto, la semilla y el embrión</i>	19
2.1.5 <i>Germinación</i>	23
2.1.6 <i>Prueba bioquímica de viabilidad</i>	25
2.1.7 <i>Índigo carmín</i>	29
2.1.8 <i>Compuestos fenólicos</i>	31
2.1.9 <i>Gomas o hidrocoides</i>	36
2.2 CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LA ESPECIE <i>CAESALPINIA SPINOSA</i>	36
2.2.1 <i>Clasificación taxonómica</i>	36
2.2.2 <i>Origen y Distribución</i>	37
2.2.3 <i>Descripción de la especie</i>	37
2.2.4 <i>Ecología</i>	39
2.2.5 <i>Requerimiento hídrico</i>	39
2.2.6 <i>Luz o radiación solar</i>	40
2.2.7 <i>Suelo</i>	40
2.2.8 <i>Fertilización</i>	40
2.2.9 <i>Propagación</i>	41
2.2.10 <i>Tratamientos pre-germinativos</i>	41
2.2.11 <i>Dinámica floral</i>	41
2.2.12 <i>Fruto de la Tara</i>	42
2.2.13 <i>Semilla de la Tara</i>	43
2.2.14 <i>Rendimiento y cosecha</i>	46
2.2.15 <i>Producción Nacional de la tara</i>	47
2.3 PLANTACIÓN DE TARA DE JAYANCA.....	48
2.3.1 <i>Información general</i>	48
2.3.2 <i>Clima y ecología</i>	49
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	51
3.1 ZONA DE ESTUDIO.....	51
3.2 MATERIA PRIMA.....	52
3.3 MATERIALES Y EQUIPOS.....	52
3.3.1 <i>Materiales de reconocimiento de terreno y recolección</i>	52
3.3.2 <i>Materiales y Equipos de laboratorio</i>	52

3.4	METODOLOGIA	54
3.4.1	Muestras de evaluación	54
3.4.2	Muestreo	55
3.4.3	Medición de las características generales de los árboles	57
3.4.4	Verificación del estado fenológico de los árboles	57
3.4.5	Recolección del fruto.....	59
3.4.6	Tiempo de vida del fruto.....	59
3.4.7	Distribución de ensayos según la parte del fruto.....	59
3.4.8	Preparación de la semilla para la determinación de la estructura	60
3.4.9	Ensayo de Germinación.....	61
3.4.10	Ensayo del Test de Tetrazolio e Índigo Carmin	62
3.4.11	Cuantificación de goma.....	64
3.4.12	Cuantificación de taninos	67
3.4.13	Diseño y análisis estadísticos	70
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	72
4.1	CARACTERÍSTICAS GENERALES Y PROMEDIO DE LOS 64 ÁRBOLES	72
4.2	ESTADO FENOLÓGICO DE LA PLANTACIÓN.....	73
4.2.1	Floración y Fructificación inicial	73
4.2.2	Fructificación de los cuatro estadios de maduración del fruto.....	74
4.3	CARACTERÍSTICAS DEL FRUTO DE LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN EVALUADOS.....	75
4.4	TIEMPO DE VIDA DEL FRUTO	76
4.5	PESO SECO DEL FRUTO Y DE LA SEMILLA.....	78
4.5.1	Peso seco de la semilla.....	78
4.5.2	Peso seco del fruto.....	78
4.6	DETERMINACIÓN DEL NÚMERO DE SEMILLAS Y FRUTOS POR KILOGRAMO SEGÚN CONDICIÓN DE HUMEDAD	80
4.7	DESCRIPCIÓN DE LA SEMILLA.....	81
4.8	ENSAYOS DE GERMINACIÓN Y VIABILIDAD	81
4.8.1	Ensayo de germinación	82
4.8.2	Pruebas de viabilidad.....	83
4.9	CONTENIDO DE GOMA EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN.....	86
4.9.1	Comportamiento del contenido de goma en la semilla en los cuatro estadios de maduración	86
4.9.2	Cuantificación de goma por el método de Hojuelas y Gravimétrico (en porcentaje)	87
4.9.3	Elección del Método de cuantificación de goma para su correlación con las pruebas de Viabilidad, adicionalmente con el ensayo de germinación y tiempo de vida del fruto.....	89
4.10	CONTENIDO DE TANINO EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN.....	90
4.10.1	Comportamiento del contenido de taninos en la vaina en los cuatro estadios de maduración	90
4.10.2	Contenido de taninos en frutos verdes inmaduros.....	92
4.11	CORRELACIONES.....	93
4.11.1	Germinación vs Pruebas de viabilidad	93
4.11.2	Contenido de Goma y Taninos vs. Pruebas de Viabilidad, adicionalmente con el ensayo de germinación y el tiempo de vida del fruto.....	93
4.12	COSECHA APROPIADA SEGÚN EL ESTADIO DE MADURACIÓN DEL FRUTO	95
4.12.1	Contenido de goma.....	95
4.12.2	Contenido de taninos	96
4.12.3	Contenido de goma y taninos	96
4.12.4	Peso seco del fruto.....	96
5.	CONCLUSIONES.....	97
6.	RECOMENDACIONES	98

ANEXO 1	104
PLANO TOPOGRÁFICO DE LINDEROS DE LA PLANTACIÓN DE TARA.....	104
ANEXO 2	105
CROQUIS GENERAL DE LA PLANTACIÓN DE TARA.....	105
ANEXO 3	106
ANÁLISIS DE SUELOS DEL PREDIO.....	106
ANEXO 4	107
CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LOS 64 ÁRBOLES	107
ANEXO 5	109
EVALUACIÓN DEL ESTADO FENOLÓGICO DE LA TARA.....	109
ANEXO 6	117
CANTIDADES DE FRUTO RECOLECTADO	117
ANEXO 7	119
EVALUACIÓN DEL TIEMPO DE VIDA DEL FRUTO	119
ANEXO 8	120
DETERMINACIÓN DEL PESO SECO DEL FRUTO Y SEMILLA.....	120
ANEXO 9	123
PROPORCIÓN PROMEDIO DEL EMBRIÓN, ENDOSPERMO Y TEGUMENTO EN LA SEMILLA DE TARA DEL PREDIO EN EL CUARTO ESTADIO	123
ANEXO 10	124
ACONDICIONAMIENTO DE LA SEMILLA PARA LAS PRUEBAS DE VIABILIDAD (CAMBIOS DE TAMAÑO)	124
ANEXO 11	125
EMBRIONES DE TARA SUMERGIDOS EN LAS SOLUCIONES DE TETRAZOLIO E INDIGO CARMÍN	125
ANEXO 12	126
PATRONES DE TINCIÓN OBTENIDOS DE LA PRUEBA DE VIABILIDAD CON TETRAZOLIO	126
ANEXO 13	129
PATRONES DE TINCIÓN OBTENIDOS DE LA PRUEBA DE VIABILIDAD CON EL ÍNDIGO CARMÍN	129
ANEXO 14	132
ENSAYO DE GERMINACIÓN EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN	132
ANEXO 15	134
TEST DE TETRAZOLIO EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN	134
ANEXO 16	135
TEST DEL ÍNDIGO CARMÍN EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN	135
ANEXO 17	136
DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE GOMA POR EL MÉTODO DE HOJUELAS, EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN	136

ANEXO 18.....	137
DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE GOMA POR EL MÉTODO GRAVIMÉTRICO, EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN	137
ANEXO 19.....	139
DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE TANINOS POR EL MÉTODO VOLUMÉTRICO DEL PERMANGANATO, EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN	139
ANEXO 20.....	141
VALORES PARA LAS CORRELACIONES ENTRE EL CONTENIDO DE GOMA POR EL MÉTODO DE HOJUELAS CON LAS PRUEBAS DE VIABILIDAD (TETRAZOLIO É ÍNDIGO CARMÍN).....	141
ANEXO 21.....	142
VALORES PARA LAS CORRELACIONES ENTRE EL CONTENIDO DE GOMA POR EL MÉTODO DE HOJUELAS CON EL ENSAYO DE GERMINACIÓN Y TIEMPO DE VIDA DEL FRUTO.....	142
ANEXO 22.....	143
ANÁLISIS DE CORRELACIÓN DEL CONTENIDO DE GOMA Y TANINOS CON LOS ENSAYOS DE VIABILIDAD, GERMINACIÓN Y TIEMPO DE VIDA DEL FRUTO.....	143
ANEXO 23.....	146
NORMALIDAD DE DATOS	146

Lista de cuadros

	Página
CUADRO 1 DESVIACIONES MÁXIMAS ADMITIDAS ENTRE REPETICIONES DE 100 SEMILLAS EN UN ENSAYO.....	29
CUADRO 2 CONCENTRACIÓN DE TANINOS EN LAS PRINCIPALES CURTIENTES VEGETALES.....	34
CUADRO 3 ZONAS DE VIDA DE HOLDRIDGE, DONDE HABITA LA TARA.....	39
CUADRO 4 CARACTERÍSTICAS DE LOS FRUTOS Y SEMILLAS DE LA TARA.....	41
CUADRO 5 SECUENCIA FENOLÓGICA DE LA FLORACIÓN Y FRUCTIFICACIÓN EN EL PERÚ.....	42
CUADRO 6 COMPOSICIÓN FÍSICO-QUÍMICA DE LA GOMA DE LA SEMILLA DE TARA OBTENIDA POR MÉTODO DIRECTO.....	45
CUADRO 7 RESUMEN DE LAS APLICACIONES DE LA GOMA EN LAS INDUSTRIAS.....	46
CUADRO 8 PRODUCCIÓN NACIONAL DE TARA.....	48
CUADRO 9 ZONA DE VIDA DE JAYANCA-LAMBAYEQUE.....	50
CUADRO 10 MUESTREO DE ÁRBOLES Y SU DESIGNACIÓN DEL COLOR PARA LA IDENTIFICACIÓN DE MUESTRAS N1 Y N2.....	56
CUADRO 11 OBSERVACIONES FENOLÓGICAS.....	57
CUADRO 12 EVALUACIÓN DE LAS CARACTERÍSTICAS FENOLÓGICAS.....	57
CUADRO 13 VALORES MÍNIMOS Y MÁXIMOS DE LOS 64 ÁRBOLES DE LA PLANTACIÓN DE TARA DE 3 AÑOS.....	72
CUADRO 14 DETERMINACIÓN DEL NÚMERO DE SEMILLAS POR KILOGRAMO, SEGÚN SU CONDICIÓN DE HUMEDAD.....	80
CUADRO 15 DETERMINACIÓN DEL NÚMERO DE FRUTOS POR KILOGRAMO, SEGÚN SU CONDICIÓN DE HUMEDAD.....	80
CUADRO 16 RESULTADOS DEL ENSAYO DE GERMINACIÓN Y LAS PRUEBAS DE VIABILIDAD PARA EL CUARTO ESTADIO.....	83
CUADRO 17 CONTENIDOS DE GOMA PROMEDIO EN 100 SEMILLAS POR EL MÉTODO DE HOJUELAS.....	86
CUADRO 18 PORCENTAJE DE GOMA PROMEDIO PARA CADA MÉTODO DE EXTRACCIÓN Y TIPO DE MUESTRAS N1 Y N2.....	88
CUADRO 19 PORCENTAJE DE GOMA A PARTIR DEL PROMEDIO DE N1 Y N2 PARA AMBOS MÉTODOS DE EXTRACCIÓN.....	89
CUADRO 20 PORCENTAJE DE TANINO PROMEDIO POR EL MÉTODO DEL PERMANGANATO PARA AMBAS MUESTRAS N1 Y N2.....	91
CUADRO 21 PORCENTAJE DE TANINOS A PARTIR DEL PROMEDIO DE N1 Y N2.....	91
CUADRO 22 COEFICIENTE DE CORRELACIÓN DEL ENSAYO DE GERMINACIÓN CON LAS PRUEBAS DE VIABILIDAD, AMBOS DEL ESTADIO 4.....	93
CUADRO 23 RESULTADOS DE LA REGRESIÓN LINEAL DEL CONTENIDO DE GOMA Y TANINO (EN PORCENTAJE) CON LAS PRUEBAS DE VIABILIDAD (% SEMILLAS VIABLES).....	94
CUADRO 24 RESULTADOS DE LA REGRESIÓN LINEAL DEL CONTENIDO DE GOMA Y TANINO (EN PORCENTAJE) CON EL ENSAYO DE GERMINACIÓN (% SEMILLAS GERMINADAS) Y EL TIEMPO DE VIDA DEL FRUTO (MESES).....	95
CUADRO 25 CANTIDAD DE SEMILLA NECESARIA PARA OBTENER 100 G. DE GOMA SECA.....	96
CUADRO 26 CANTIDAD DE FRUTO NECESARIO PARA OBTENER 100 G. DE TANINO.....	96

Lista de figuras

	Página
FIGURA 1	ESTRUCTURA FLORAL BÁSICA DE UNA ANGIOSPERMA (HARTMANN, 1995).....18
FIGURA 2	POLINIZACIÓN, DESARROLLO DEL TUBO POLÍNICO Y DOBLE FECUNDACIÓN (SOLOMON, E.; ET AL., 2008).18
FIGURA 3	DESARROLLO DEL FRUTO Y DE LA SEMILLA DE LA LECHUGA (HARTMANN, 1995).....19
FIGURA 4	CAMBIOS RELATIVOS DE VOLUMEN DE LA TOTALIDAD DEL ÓVULO, ENDOSPERMA Y EMBRIÓN DURANTE EL DESARROLLO DE LA SEMILLA EN LA ARVEJA (<i>PISUM SATIVUM</i>) (ESAU, 1987).21
FIGURA 5	DESARROLLO DE LA SEMILLA EN LA ARVEJA (<i>PISUM SATIVUM</i>), ESAU, (1987).....21
FIGURA 6	REDUCCIÓN DE LA SAL DE TETRAZOLIO A FORMAZÁN (DELOUCHE, ET AL., 1971).....26
FIGURA 7	REPRESENTACIÓN ESQUEMÁTICA DE LAS CLASES DE VIABILIDAD ESTABLECIDAS EN TEST DE TETRAZOLIO PARA UNA ESPECIE FORESTAL <i>GLEDITSCHIA AMORPHOIDES</i> (FOGAÇA ET AL., 2006).....28
FIGURA 8	ESTRUCTURA DEL ÍNDIGO CARMÍN (HTTP://EN.WIKIPEDIA.ORG/WIKI/INDIGO_CARMINE).....30
FIGURA 9	FORMACIÓN DEL ÁCIDO GÁLICO Y EL ÁCIDO ELÁGICO (GARRO J. ET AL, 1997 CIT. GOYCOCHEA, 2008)33
FIGURA 10	ÁRBOL DE TARA (<i>CAESALPINIA SPINOSA</i> MOLINA KUNTZE) EN JAYANCA.....38
FIGURA 11	DIBUJO DENDROLÓGICO DE LA TARA (REYNEL, 2006).....39
FIGURA 12	TANINO DE LA TARA <i>CAESALPINIA SPINOSA</i> (HASLAM E, 1989 CIT. GOYCOCHEA, 2008).....43
FIGURA 13	COMPOSICIÓN DE LA SEMILLA DE TARA (VILLANUEVA, 2007)44
FIGURA 14	REPRESENTACIÓN DEL GALACTOMANO DE LA GOMA DE TARA (GOYCOCHEA, 2008).....44
FIGURA 15	PARTICIPACIÓN EN LA PRODUCCIÓN POR DEPARTAMENTOS (HERRERA ET AL., 2009).....47
FIGURA 16	VISTA PANORÁMICA DE LA PLANTACIÓN DE TARA EN FLORACIÓN (21/08/2010).....49
FIGURA 17	VISTA PANORÁMICA DE LA PLANTACIÓN DE TARA EN FRUCTIFICACIÓN (15/11/2010)49
FIGURA 18	VISTA PANORÁMICA DE LA PLANTACIÓN DE TARA EN LA COSECHA FINAL (17/12/2010).....49
FIGURA 19	UBICACIÓN DE LA PLANTACIÓN DE TARA EN LAMBAYEQUE51
FIGURA 20	MUESTRAS DE ÁRBOLES N1 Y N2, Y SU RECOLECCIÓN POR ESTADIO.....55
FIGURA 21	CROQUIS DEL MUESTREO DE LOS 64 ÁRBOLES EN LA PLANTACIÓN DE TARA EN JAYANCA56
FIGURA 22	OBSERVACIONES FENOLÓGICAS DE FLORACIÓN58
FIGURA 23	OBSERVACIONES FENOLÓGICAS DE FRUCTIFICACIÓN58
FIGURA 24	DISTRIBUCIÓN DE ENSAYOS SEGÚN LA PARTE DEL FRUTO.....60
FIGURA 25	ESQUEMATIZACIÓN DE LOS DOS MÉTODOS UTILIZADOS PARA LA CUANTIFICACIÓN DE GOMA EN LA SEMILLA.....65
FIGURA 26	ESQUEMATIZACIÓN DEL MÉTODO DEL PERMANGANATO PARA LA CUANTIFICACIÓN DE TANINOS DE LA VAINA69
FIGURA 27	CARACTERÍSTICAS DE LOS 64 ÁRBOLES DEL MUESTREO.....72
FIGURA 28	PORCENTAJE DE FLORACIÓN Y FRUCTIFICACIÓN INICIAL POR CADA FECHA EVALUADA73
FIGURA 29	PORCENTAJE DE LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN, POR FECHA DE EVALUACIÓN.74
FIGURA 30	ESTADIOS DE MADURACIÓN DEL FRUTO Y SUS COORDENADAS DE COLOR.76
FIGURA 31	TIEMPO DE VIDA DEL FRUTO HASTA LLEGAR A LA COSECHA FINAL.....77
FIGURA 32	COMPORTAMIENTO DEL PESO SECO DEL FRUTO, SEMILLA Y ENDOSPERMO EN CADA ESTADIO DE MADURACIÓN DEL FRUTO79
FIGURA 33	ESTRUCTURA DEL EMBRIÓN DE LA TARA.....81
FIGURA 34	PORCENTAJES DE GERMINACIÓN Y VIABILIDAD (TETRAZOLIO E ÍNDIGO CARMÍN) PARA CADA ESTADIO DE MADURACIÓN DEL FRUTO82
FIGURA 35	PORCENTAJE DE GOMA PROMEDIO POR EL MÉTODO DE HOJUELAS EN CADA ESTADIO DE MADURACIÓN DEL FRUTO.....88
FIGURA 36	PORCENTAJE DE GOMA PROMEDIO POR EL MÉTODO GRAVIMÉTRICO EN CADA ESTADIO DE MADURACIÓN DEL FRUTO. ...88
FIGURA 37	PORCENTAJE DE GOMA A PARTIR DEL PROMEDIO DE N1 Y N2 PARA EL MÉTODO DE EXTRACCIÓN DE HOJUELAS90
FIGURA 38	PORCENTAJE DE TANINO POR EL MÉTODO DEL PERMANGANATO EN CADA ESTADIO DE MADURACIÓN, PARA LAS MUESTRAS N1 Y N291
FIGURA 39	PORCENTAJE DE TANINO DEL PROMEDIO DE LAS MUESTRAS N1 Y N292
FIGURA 40	CORRELACIÓN ENTRE EL ENSAYO DE GERMINACIÓN Y LAS PRUEBAS DE VIABILIDAD PARA EL ESTADIO 4.....93

1. *INTRODUCCIÓN*

La tara es una planta originaria del Perú, utilizada desde la época prehispánica en la medicina folklórica y en tiempos recientes como materia prima en el mercado mundial de hidrocoloides alimenticios y taninos. Se distribuye entre los 4° y 32° S desde zonas áridas de Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia llegando hasta el norte de Chile, creciendo con precipitaciones promedios anuales de 230 a 500 mm, con biotemperaturas de 12 a 18°C, pudiendo aceptar hasta 20°C (Flores, et al., 2005).

Herrera H., (2009) menciona que según la producción histórica de su aprovechamiento no maderable, ha sido creciente hasta la actualidad, y algunos estudios han estimado que la producción futura tiende a aumentar mucho más. Ante esto se afirma la importancia económica para su inversión y el conocimiento mayor de la especie para lograr mayores rendimientos.

Respecto a la calidad de la semilla, el ensayo de germinación es actualmente la forma más segura de realizarlo, pero tiene el inconveniente de emplear mucho tiempo para la observación de resultados (Benito et al., 2004); por el contrario la aplicación de métodos colorimétricos son un método alternativo rápido. Actualmente en nuestro país para conocer la calidad de las semillas forestales se viene realizando los ensayos de germinación tradicional, por lo que no se han encontrado publicaciones de tara donde haya sido probado otros métodos como la prueba de viabilidad con Tetrazolio, método aceptado por la International Seed Testing Association (ISTA) usado mayormente en especies agrícolas. Y otros métodos como la prueba de viabilidad con Índigo carmín que lo vienen desarrollando en otros países como España (Benito et al., 2004) y Argentina (Giorda, M., et al, 1997) pero que aún no es aceptado por ISTA a pesar de ser un sistema bastante utilizado desde 1925 (Moreno, T.; et al., 2001). Es por ello la importancia de investigar la aplicación de estos métodos colorimétricos en nuestras especies forestales, tomando en cuenta que estos son más rápidos para conocer la calidad de la semilla; y así poder ir generando información en este campo sobre la tinción de semillas y/o embriones; lo que permitiría la predicción de los ensayos de germinación, encontrando así un método rápido, confiable, sencillo y reproducible.

De acuerdo a observaciones de semilla inmadura y madura se planteó que la producción de goma (endospermo) puede ir disminuyendo durante su maduración cuando llega a su volumen máximo. Ya que en muchas especies, el endospermo queda reducido a un remanente, al desempeñar una función nutricional del embrión, y en otras el endospermo no es consumido en el desarrollo del embrión, sino que queda para funcionar como tejido de almacenamiento (Hartmann, 1995). Mientras que en el contenido de taninos lo que se planteó fue como es el aumento de éste con respecto a su madurez, considerándose el color de la vaina como indicador de un mayor contenido según experiencias de los cultivadores. Investigación que contribuiría a saber en qué momento se logra tener un mayor contenido de goma y taninos durante los cuatro estadios de maduración evaluados y valorarlos cuantitativamente; para que así la empresa evalúe si es económicamente rentable aprovechar antes de la maduración total del fruto.

El propósito de ésta investigación fue: 1. Identificar que método colorimétrico (Prueba de viabilidad del Tetrazolio o Índigo Carmín) predice mejor la germinación. 2: Contenido de goma y taninos en cuatro estadios de maduración del fruto y 3: Si la viabilidad encontrada en cada estadio puede ser un indicador potencial del contenido de goma y taninos. Este último punto a pesar que la formación del endospermo (goma) y el embrión, ambos contenidos en el óvulo, sean producto de dos fusiones celulares distintas $3n$ y $2n$ respectivamente a consecuencia de la doble fecundación para la formación de la semilla; y por otro lado el aumento de tamaño del ovario de la flor (alrededor del óvulo) para la formación del fruto (ver punto 2.1.3).

2. **REVISIÓN DE LITERATURA**

2.1 **MARCO CONCEPTUAL**

2.1.1 **Definición del fruto**

Un fruto es un ovario maduro, incluyendo su contenido; puede tener otras partes florales fusionadas a él, incluyendo el receptáculo, el cáliz, y otras más. En leguminosas, la legumbre es un fruto seco, dehiscente en dos suturas (línea a lo largo de la cual se abre el fruto, o alguna cicatriz a lo largo del fruto, y tienen muchas semillas (Salisbury, et al., 1968).

2.1.2 **Definición de la semilla**

Una verdadera semilla es un óvulo maduro que contiene el embrión y nutrientes almacenados, con el o los tegumentos diferenciados como la testa o cubierta protectora, la cual es dura y resistente. El almacenaje de reservas alimenticias es una de las funciones primarias de la semilla (Esau, 1987), ya sea en forma de tejido del endospermo o almacenada en los cotiledones del embrión (Salisbury, et al., 1968).

Los tegumentos del óvulo se transforman en las cubiertas externa e interna de la semilla. Además, las otras estructuras morfológicas distintas y asociadas externamente con el óvulo, tales como el micrópilo y el funículo se encuentran a menudo representadas en la semilla madura. El *micrópilo* es una pequeña depresión circular en la cara cóncava de la semilla. La cicatriz que se encuentra sobre la semilla en el punto en que se insertaba el funículo es el *hilio* (Salisbury, et al., 1968).

En muchas dicotiledóneas los dos tejidos de almacenamiento (nucela y endospermo) son transitorios y son absorbidos más o menos completamente por el embrión en desarrollo antes que la semilla entre en estado de latencia. El alimento entonces es almacenado en el cuerpo del embrión, eminentemente en los cotiledones. El embrión solo, o el embrión y el endosperma vienen a ocupar el volumen mayor de la semilla, mientras que los tegumentos, que se transforman en la cubierta seminal, a menudo llevan a cabo una considerable reducción en espesor (Esau, 1987).

2.1.3 Formación de la semilla y el fruto

Las flores son partes aéreas reproductivas casi siempre formadas por cuatro tipos de órganos (sépalos, pétalos, estambres y carpelos) dispuestos en verticilos (círculos) en el extremo de un pedúnculo floral (Figura 1). En extremo del pedúnculo se amplía para formar un receptáculo, que sostiene algunas o todas las partes florales. Las cuatro partes florales son importantes en el proceso reproductivo, pero sólo los estambres (órganos “masculinos”) y los carpelos (órganos “femeninos”) participan directamente en la reproducción sexual; los sépalos y los pétalos son estériles (Solomon, E.; et al., 2008).

Cada estambre está formado por un delgado pedúnculo, llamado filamento, en cuyo extremo hay una antera, estructura en forma de saco en la que se forman los granos de polen. Mientras que los carpelos, los órganos reproductivos femeninos contienen óvulos, estructuras con el potencial de transformarse en semillas. La parte femenina de la flor, a menudo llamada pistilo, tiene tres secciones: un estigma, a donde llegan los granos del polen; un estilo, estructura parecida a un cuello a través de la cual se forma el tubo polínico, y un ovario, estructura en forma de jarro que contiene uno o más óvulos y que pueden transformarse en un fruto (Solomon, E.; et al., 2008) (Figura 1).

Cada óvulo inmaduro en el interior del ovario contiene una célula diploide, el *megasporocito*, que experimenta la meiosis para producir cuatro megasporas haploides. Tres de éstas suelen desintegrarse, y la cuarta, la megaspora funcional, se divide mitóticamente para producir un gametofito femenino pluricelular, también llamado saco embrionario. El gametofito femenino, inmerso en el óvulo, contiene siete células con ocho núcleos haploides. Seis de estas células, incluidas la oosfera u ovocélula (el gameto femenino), contienen un solo núcleo; una gran célula central tiene dos, llamados núcleos polares. El núcleo polar y la oosfera participan directamente en la fertilización. Por otro lado los sacos polínicos del interior de la antera contienen numerosas células diploides llamadas *microsporocitos*, cada uno de los cuales experimenta la meiosis para producir cuatro células haploides denominadas microsporas. A su vez, cada microspora se divide mitóticamente para generar un gametofito masculino inmaduro, o grano de polen, que consiste en dos células, la célula del tubo polínico y la célula generativa (Solomon, E.; et al., 2008).

Antes de que la fecundación pueda ocurrir, los granos de polen deben viajar de la antera al estigma. Esta transferencia de polen de la antera al estigma se conoce como polinización (Figura 2). Luego si este polen es compatible con el estigma, el grano de polen germina; siendo la célula del tubo polínico el que forma un angosto tubo polínico que avanza a través del estilo hasta llegar al óvulo en el ovario. El grano de polen germinado con su tubo polínico es el gametófito masculino maduro. A continuación la célula generativa se divide para formar las dos células espermáticas no flageladas. Estas células avanzan por el tubo polínico y se descargan en el saco embrionario (Solomon, E.; et al., 2008).

La oosfera contenida en el óvulo se fusiona con una de las células espermáticas y forma un cigoto ($2n$) que se convertirá en una planta embrionaria contenida en una futura semilla. Los dos núcleos polares presentes en la célula central del óvulo se fusionan con la segunda célula espermática para formar la primera célula del endospermo triploide ($3n$), que es el tejido con funciones nutritivas (rico en lípidos, proteínas y carbohidratos) y hormonales que rodea a la planta embrionaria en una semilla. Este proceso, en el que ocurren dos fusiones celulares distintas, se denomina doble fecundación (Solomon, E.; et al., 2008) (Figura 2).

Después de que ha ocurrido la doble fecundación, el óvulo se transforma en una semilla, y el ovario que lo rodea aumenta de tamaño notablemente y se convierte en un fruto (Solomon, E.; et al., 2008).

Las relaciones entre la estructura de la flor y las partes del fruto son las siguientes (Hartmann, 1995):

- Ovario -----> fruto (formado a veces por más de un ovario, más tejidos adicionales)
- Ovulo -----> semilla (a veces se une con el fruto)
- Tegumentos ----> testa (cubierta de la semilla)
- Nucela -----> perispermo (usualmente ausente o reducido; a veces tejido de almacenamiento).

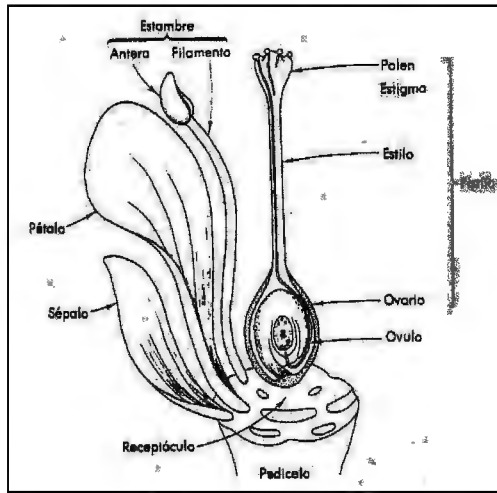


Figura 1 Estructura floral básica de una angiosperma (Hartmann, 1995)

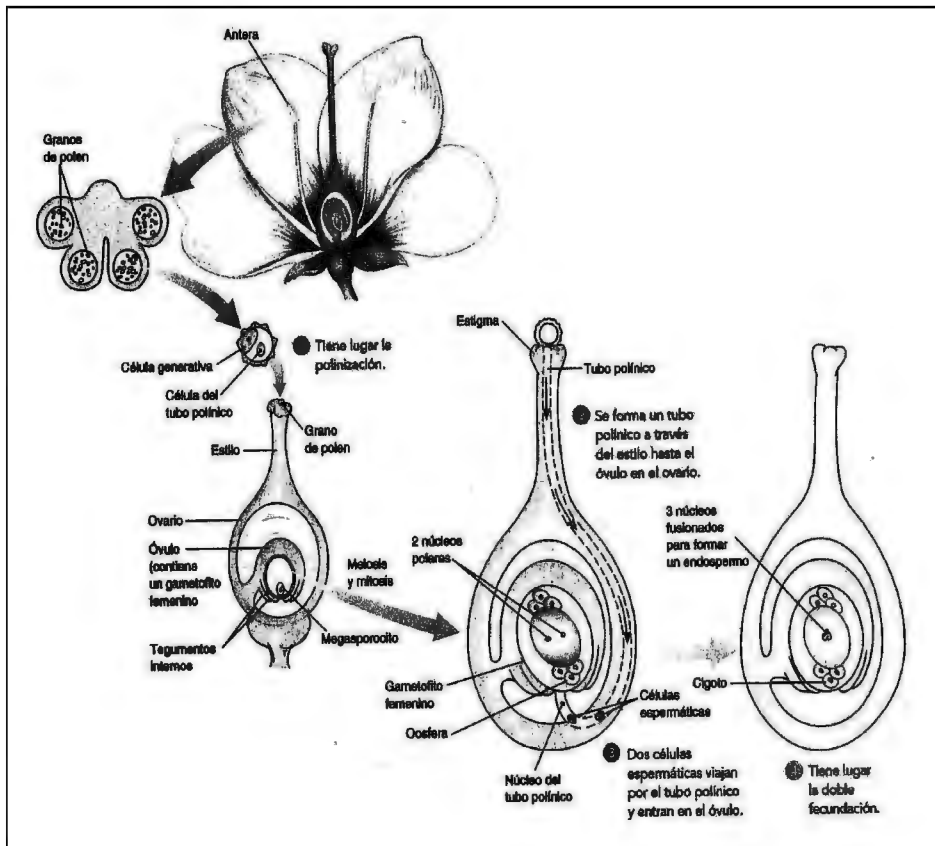


Figura 2 Polinización, desarrollo del tubo polínico y doble fecundación (Solomon, E.; et al., 2008).

2.1.4 Desarrollo del fruto, la semilla y el embrión

El desarrollo del fruto y de la semilla comprende cinco procesos separados: 1: Desarrollo morfológico del fruto, la semilla y el embrión. 2: Obtención del embrión la capacidad de germinar. 3: Acumulación de alimentos almacenados 4: Desarrollo de controles internos de la germinación 5: Métodos de dispersión del fruto y de la semilla (Hartmann, 1995).

Para producir semilla viable, deben efectuarse tanto la polinización como la fecundación. Sin embargo, en algunos casos puede madurar el fruto y contener sólo testas chupadas y vacías sin embriones o con algunos, delgados y arrugados; pudiendo resultar por diferentes causas: (a) partenocarpia (el desarrollo del fruto sin polinización o fecundación), (b) aborto del embrión (muerte del embrión durante el desarrollo), o (c) incapacidad del embrión para acumular las reservas alimenticias necesarias. Si el aborto del embrión ocurre temprano, lo más probable es que pronto se caiga el fruto o que no crezca a su tamaño normal (Hartmann, 1995).

2.1.4.1 Desarrollo morfológico del fruto, la semilla y el embrión

En la Figura 3 se muestra los patrones de crecimiento de diferentes partes del fruto y de la semilla de lechuga. La secuencia básica de desarrollo se aplica a todas las especies, pero existen variaciones que establecen patrones únicos que son características de ciertas familias de plantas. Esas variaciones morfológicas tienen efectos básicos sobre la fisiología de la germinación de las semillas (Hartmann, 1995).

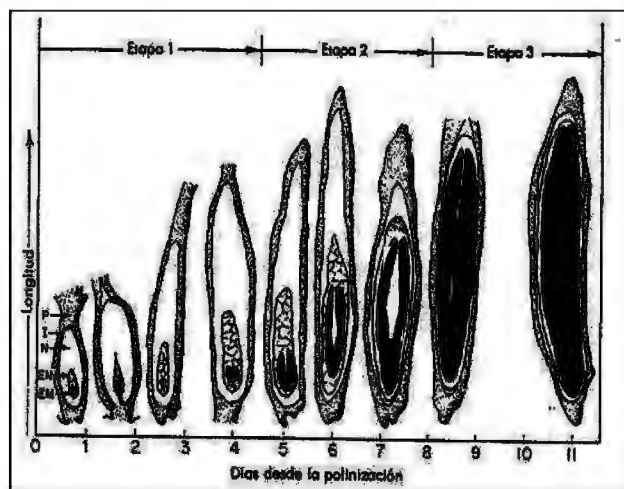


Figura 3 Desarrollo del fruto y de la semilla de la lechuga (Hartmann, 1995)

P-pericarpio, T- tegumento, N-nucela, EN-endospermo, EM-embrión.

Etapas 1: durante los primeros cuatro días, comprende el incremento inicial de tamaño del ovario (fruto) y del óvulo (semilla). El endospermo se desarrolla a tomar una consistencia celular, pero permanece pequeño y encierra al embrión muy pequeño, más o menos globular (estado de proembrión). Hacia el final del periodo de cuatro días, el endospermo ha crecido algo y el embrión se vuelve de forma cordada a medida que sus cotiledones empiezan a agrandarse. *Etapas 2:* Cesa el crecimiento del ovario y del óvulo. El rápido crecimiento y aumento de tamaño del endospermo es seguido por el crecimiento del embrión dentro del óvulo (días 5 a 8 en la Figura 3) (Hartmann, 1995).

El endospermo desempeña una función nutricional del embrión, aunque entre las dos estructuras no existen conexiones vasculares, así como lo menciona también Esau (1987), que el crecimiento y diferenciación del óvulo, saco embrionario, endosperma y embrión ocurren en una serie de etapas interdependientes y siguen una secuencia característica (Hartmann, 1995).

El crecimiento del embrión es precedido por el del endospermo, que a medida que crece digiere tejido nucelar. A su vez, el endospermo es consumido por el embrión en desarrollo. En la semilla madura de lechuga y de muchas otras especies, tanto la nucela como el endospermo quedan reducidos a un remanente. En plantas de otras familias esas estructuras no se consumen en el desarrollo del embrión, sino que quedan para funcionar como tejido de almacenamiento. La falta de desarrollo apropiado del endospermo conduce al retardo o la suspensión del desarrollo del embrión, pudiendo resultar en el aborto del mismo. En algunas semillas el desarrollo del embrión cesa al final de la Etapa 1 y produce embriones rudimentarios. En otras familias el embrión sigue creciendo en tamaño, no digiere los tejidos del endospermo o del perispermo y es relativamente pequeño en la semilla madura. Tales diferencias se deben a factores genéticos que controlan el desarrollo de la semilla (Hartmann, 1995).

Por otro lado Esau (1987), menciona que los cambios comparativos en volumen del óvulo, endosperma y embrión en una semilla de arveja en desarrollo muestran el modelo básico del desarrollo de la semilla. Después de la fecundación, el aumento del volumen del óvulo es seguido por el endosperma, y el aumento de éste último está asociado con el agrandamiento del saco embrionario. El embrión es el último en mostrar un aumento medible de volumen pero empieza a crecer rápidamente luego que el endosperma llega a su volumen máximo. El número

final de células lo alcanza el embrión de arveja antes que se complete la mitad de la formación de la semilla característica que se encuentra en otras dicotiledóneas también. El posterior desarrollo es un resultado del aumento de tamaño celular. El crecimiento del embrión en la arveja ocurre a expensas del endosperma de manera que el volumen de este último decrece y el embrión llena casi completamente el saco embrionario antes de alcanzar la latencia. Como se muestran en las figuras 4 y 5:

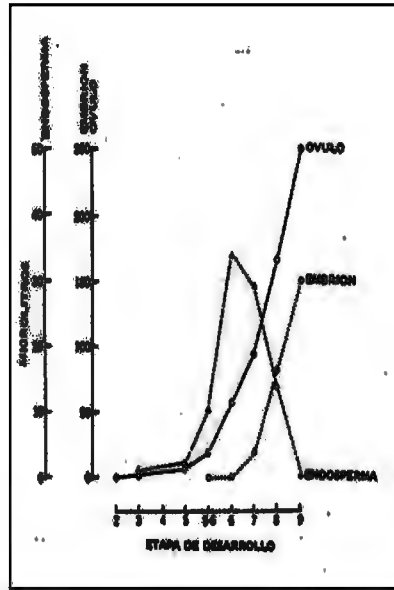


Figura 4 Cambios relativos de volumen de la totalidad del óvulo, endosperma y embrión durante el desarrollo de la semilla en la arveja (*Pisum sativum*) (Esau, 1987).

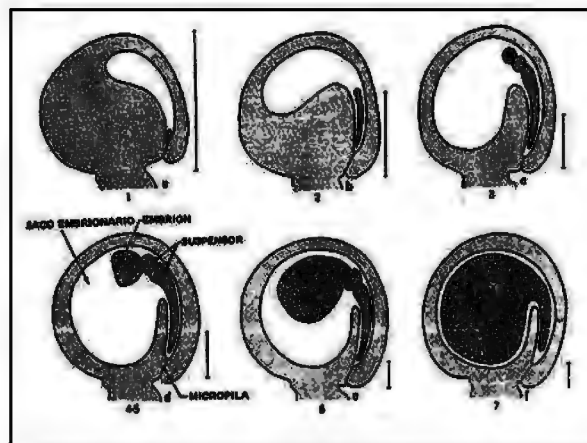


Figura 5 Desarrollo de la semilla en la arveja (*Pisum sativum*) , Esau, (1987)

2.1.4.2 Obtención del embrión la capacidad para germinar

El desarrollo morfológico y fisiológico del embrión se denomina embriogénesis. Este proceso se efectúa en las etapas 1 y 2, o en especies que tienen embriones rudimentarios o lineales se completa después de que la semilla es separada de la planta. Si el embrión se separa en diversas épocas de su desarrollo y se coloca en las condiciones apropiadas de cultivo aséptico, cesa la embriogénesis y el embrión inmaduro muestra germinación precoz. Sin embargo, cualquier plántula que se desarrolle del mismo tiende a ser normal. Entre mayor haya sido el desarrollo del embrión antes de la separación, mayor será su capacidad para germinar normalmente (Hartmann, 1995).

2.1.4.3 Acumulación de reservas alimenticias

Algunos de los incrementos en el peso seco de la semilla pueden medirse parte del periodo de desarrollo del fruto debido al aumento de tamaño. Después que la semilla ha alcanzado su tamaño completo, los aumentos posteriores en peso seco son una medida de acumulación de materiales de reserva en la semilla. Esto se efectúa en gran parte en la Etapa 2, cerca del final del proceso de desarrollo del fruto (Figura 3). Esos materiales de reserva se originan como carbohidratos producidos por la fotosíntesis en las hojas y son translocados a los frutos y semillas, convirtiéndose luego productos complejos de almacenamiento, carbohidratos, grasas y proteínas (Hartmann, 1995).

Para la obtención de semillas de alta calidad, el proceso de acumulación debe efectuarse de manera apropiada y llevar a un grado mínimo de completamiento. Esas semillas deben ser gordas y pesadas para su tamaño. Como el desarrollo inicial de plántulas depende de esos materiales de reserva, las semillas más pesadas deben germinar mejor y producir plántulas más vigorosas; caso contrario con semillas delgadas, chupadas y livianas tienen menos posibilidades a sobrevivir los periodos de almacenamiento, la germinación será mala y se producirán plántulas más débiles. La interferencia con el almacenamiento apropiado de alimentos se debe principalmente a condiciones adversas en el crecimiento, tales como nutrición deficiente, falta de humedad, daños por insectos o enfermedades y temperaturas en exceso bajas o altas; más la causa principal de falta de alimentos de reserva es la inmadurez de las semillas al cosecharlas (Hartmann, 1995).

2.1.4.4 Desarrollo de controles internos de la germinación

Una vez que el embrión ha alcanzado su capacidad para germinar, es esencial para la supervivencia de la especie que la germinación de la semilla se efectúe en un tiempo y lugar favorables para el crecimiento y la supervivencia de la plántula. Es por ello que debe haber presentes mecanismos para impedir la germinación de las semillas en la planta. Los dos medios principales para impedirla son el *control del contenido de humedad* y la *imposición del letargo* (Hartmann, 1995):

Contenido de humedad: La mayoría de las especies tanto las semillas como los frutos se deshidratan de forma natural durante la maduración y diseminación. En la planta, el contenido de humedad baja a 30% o menos y luego la semilla se seca más durante la cosecha y antes de almacenarla, estableciéndose con este contenido de humedad que haya germinación (Hartmann, 1995).

Letargo primario: El letargo está referido al impedimento de la germinación; este se da principalmente por dos mecanismos principales: (a) la acumulación en diferentes tejidos del fruto y de la semilla de inhibidores del crecimiento y (b) el desarrollo de cubiertas de la semilla que controlan la absorción de agua, la permeabilidad a los gases y la lixiviación de los inhibidores. Las cubiertas se originan principalmente de la capa externa de los tegumentos, la cual se vuelve dura, fibrosa o mucilaginosa durante el periodo de maduración y deshidratación. En varias familias de plantas, como *Leguminosae*, las cubiertas externas de las semillas se endurecen y suberizan, haciéndose impermeables al agua (Hartmann, 1995).

2.1.4.5 Maduración

Durante la maduración del fruto uno de los cambios más obvios es el secamiento de los tejidos del fruto. En ciertos frutos, esto conduce a la dehiscencia y a la descarga de semillas; pudiendo también ocurrir cambios de color del fruto y de las cubiertas de las semillas, así como ablandamiento del fruto (Hartmann, 1995).

2.1.5 Germinación

La germinación es el retorno del crecimiento del embrión. Desde el punto de vista fisiológico germinar es simplemente salir del reposo y entrar en actividad metabólica (Bergermann, et al,

1993). Comienza con la embebeción de la semilla (absorción de agua) y termina con la emergencia de la radícula a través del tegumento; siendo la absorción de agua indispensable para que el proceso de germinación pueda ocurrir (França Dantas, et al., 2008).

Una vez iniciada la embebeción de las semillas, muchas enzimas hidrolíticas pre-existentes son activadas de la misma forma que hay el estímulo para la síntesis de varias otras enzimas que inducen la movilización de las reservas (França Dantas, et al., 2008). Asimismo tiene inicio la hidrólisis de las reservas de la semilla, cuyos productos serán utilizados para la formación de nuevas estructuras y suministro de energía para el desarrollo del embrión. Consumo de sustancias de reserva tales como: carbohidratos, lípidos y proteínas (Bergermann, et al, 1993).

2.1.5.1 Prueba de germinación

El objetivo de la prueba de germinación es poder determinar el potencial máximo de germinación de un lote de semillas, el que a su vez pueda usarse luego para comparar la calidad de diferentes lotes y también estimar el valor de siembra a campo. La germinación en un ensayo de laboratorio se define como la emergencia y desarrollo de una plántula hasta un estado donde el aspecto de sus estructuras esenciales indica la posibilidad o no de que termine siendo una planta normal bajo condiciones favorables de suelo (Martínez, 2007). El porcentaje de germinación indica la proporción en número de las semillas que han producido plántulas clasificadas como normales (Instituto nacional de semillas y plantas de vivero, 1976).

Aunque el test de germinación sea el parámetro más utilizado para evaluar la calidad fisiológica de lotes de semillas, se atribuyen serias limitaciones. Más allá de la demora en su ejecución, el test de germinación no permite precisar la identificación de los factores que afectan la calidad de las semillas y los resultados pueden ser alterados por la presencia de hongos. Asimismo, la evaluación de la calidad de semillas con test rápidos que proporcionen resultados reproducibles han sido el blanco constante de los tecnólogos de semillas (Fogaça, et al., 2006).

2.1.6 Prueba bioquímica de viabilidad

Una semilla viable mostrará por su actividad bioquímica el potencial de producir una plántula normal. Una semilla no viable muestra deficiencias y/o anomalías hasta el punto de prevenir su desarrollo en una plántula normal. La prueba es particularmente interesante como una prueba rápida para semillas latentes, en casos en que la prueba de germinación podría tomar varias semanas (Reglas ISTA, 2009).

Dentro de las pruebas bioquímicas sólo la prueba con tetrazolium y la prueba de conductividad son utilizadas en análisis prácticos de semilla. La evidencia para las otras pruebas bioquímicas es escasa y derivada principalmente de lo que se conoce sobre los cambios fisiológicos en semillas deterioradas. De modo que la pérdida de viabilidad está a menudo acompañada por la pérdida en la capacidad de respiración, pérdida de ácidos grasos no saturados, pérdida de lípidos en la membrana, reducción en la carga de energía de adenilato, reducción en la actividad enzimática y reducción en el contenido de ARN mensajero (Poulsen).

2.1.6.1 Prueba Topográfica del Tetrazolio

El tetrazolio es una solución incolora indicadora de varios procesos de reducción que ocurren en las células vivas (Reglas ISTA, 2009).

El test de tetrazolio es un método rápido para estimar la viabilidad de semillas, se basa en la actividad de las enzimas deshidrogenasas que reducen el 2, 3, 5 trifenil cloruro de tetrazolio en los tejidos vivos de la semilla, donde iones de hidrógeno (H⁺) son transferidos para la sal de tetrazolio. Cuando las semillas son inmersas en la solución de tetrazolio, esta se difunde a través de los tejidos ocurriendo en las células vivas, la reacción de reducción, resultando en la formación de un compuesto rojo, no difusible (precipitado insoluble), conocido como trifenílformazán (llamado también formazán) (Figura 6), indicando que hay actividad respiratoria en las mitocondrias y consecuentemente, que el tejido es viable. Tejidos inviables no reaccionan con la solución, conservando su color natural y tejidos en deterioro presentan coloración rojo intenso (Lamarca, et al., 2009).

El formazán es una sustancia estable, no difusible, de coloración rojiza, que permite distinguir las áreas vivas de las semillas (áreas de color rojo o rosado según la concentración empleada de la sal), de las zonas muertas (de color blanco), (Reglas ISTA, 2009).

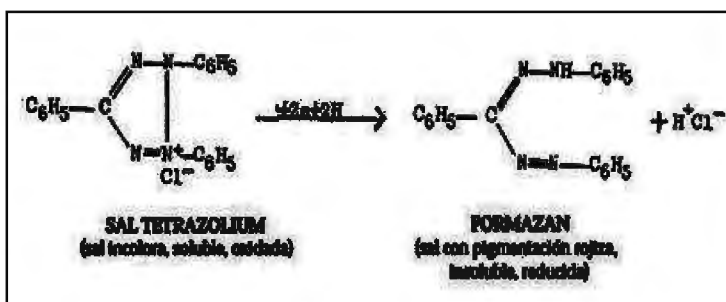


Figura 6 Reducción de la sal de tetrazolio a formazán (Delouche, et al., 1971)

Se trata de un test que a través de la observación de la coloración obtenida en las diferentes partes de la semilla permite determinar la presencia, la localización y la naturaleza de las alteraciones en los tejidos de la semilla, permitiendo frecuentemente identificar las causas de la pérdida de la viabilidad (Bhering, 2005 cit. Russi, D. 2007).

El color de las semillas es un factor muy importante, indicativo y determinante de la viabilidad, pero durante el proceso de evaluación de las semillas, también deben tenerse en cuenta otros aspectos que ayudan a la interpretación y clasificación de las semillas en los distintos niveles de viabilidad. Estos aspectos son: homogeneidad del color, turgencia de los tejidos, naturaleza de los daños, localización de los daños, extensión y profundidad de los daños (Reglas ISTA, 2009).

Actualmente su utilización se extiende a pruebas de viabilidad de semillas, presencia y enumeración de bacterias, pruebas de motilidad bacteriana en agar semisólido y detección de sistemas enzimáticos de deshidrogenasas. En términos generales, el potencial redox de las sales de tetrazolium al reducirse al estado formazán es de alrededor de -0.08 voltios, relativo al electrodo de hidrógeno. De esta forma, los tetrazoles actúan como aceptadores de electrones de muchos nucleótidos de pirimidinas asociados a sistemas enzimáticos (ej. deshidrogenasas) (Fuentes, et al., 2002).

El uso de estas sales nos permite estimar la actividad respiratoria ligada a cadenas de transporte de electrones que operan bajo condiciones aeróbicas (respiración aeróbica) y anaeróbicas

(respiración anaeróbica). Además, es importante señalar que la reducción de sales tetrazolium es afectada por el pH. A pH bajos ($\text{pH} < 5$) se inhibe la reducción del tetrazolio a la sal formazán. Por consiguiente, es importante considerar el pH de las muestra, cuando utilizamos la reducción de sales tetrazolium como un indicador de la actividad respiratoria de una comunidad de un cultivo microbiano (Fuentes, et al., 2002).

En cuestión al método de preparación de las semillas, este depende principalmente de las características de las especies en examen, siendo que los más utilizados son: bisección (o corte) longitudinal, transversal o lateral, punzadas y remoción de los tegumentos. Esta etapa es necesaria para lograr una rápida, más no abrupta, penetración de la solución de tetrazolio (Marcos Filho et al., 1987 cit. Gaspar, et al., 2009).

Semillas pequeñas de leguminosas de algunos otros géneros no requieren preparación, pudiendo ser colocadas directamente en la solución de tetrazolio (França Neto et al., 1998). Otras especies, en tanto, poseen semillas con tegumento grueso y duro que debe ser removido antes de la coloración. Es el caso de algunas especies forestales como la sucará (*Gleditschia amorphoides* Taub.) (Fogaça et al., 2006) y el guapuruvu (*Schizolobium parahyba* Vell. Blake) (Ferreira et al., 2007).

El test de tetrazolio es una alternativa rápida y precisa para la validación de la calidad fisiológica de semillas de las especies forestales *Aleurites fordii* (tungue), *Cedrela fissilis* (cedro), *Jacaranda micrantha* (caroba), *Leuhea divaricata* (açoita-cavalo), y *Hovenia dulcis* (uva-do-Japão) (Fogaça et al., 2006).

Una de las aplicaciones del test de viabilidad con tetrazolio se muestra en la Figura 7, donde está representada la clasificación de los niveles de viabilidad para semillas de *Gleditschia amorphoides* (Caesalpinoidea) considerando las siguientes características como criterio para la clasificación de semillas: 1. Tejidos con coloración rojo brillante uniforme o rosa son típicos de tejido sano; 2. Tejidos con coloración blanca o amarilla son tejidos muertos; 3. Tejidos con coloración rojo intenso son tejidos en deterioro (Fogaça et al., 2006).

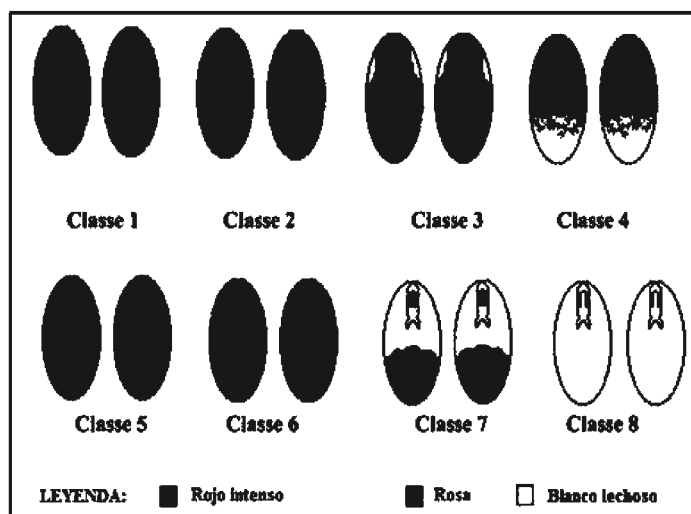


Figura 7 Representación esquemática de las clases de viabilidad establecidas en test de tetrazolio para una especie forestal *Gleditschia amorphoides* (Fogaça et al., 2006).

La descripción de las clases de viabilidad para el Test de Tetrazolio es la siguiente:

Clase 1 – Viable: semilla con coloración rosa uniforme y todos los tejidos con aspecto normal y firme.

Clase 2 – Viable: semillas que presentan menos de 50% de los cotiledones con coloración rojo intenso, típico de tejido en deterioro.

Clase 3 – Viable: extremidad de la radícula con coloración blanco lechoso sin llegar al cilindro central, además de presentar manchas de color blanco lechoso y dispersas de color rojo intenso.

Clase 4 – Viable: semillas que presentan menos de 50% de la región cotiledonar con coloración blanco lechoso, caracterizando tejido muerto.

Clase 5 – No viable: eje embrionario y más del 50% de la región cotiledonar que presente coloración roja intensa típica de tejidos en deterioro.

Clase 6 – Inviable: semilla totalmente con coloración rojo intenso, indicando grave proceso de deterioro.

Clase 7 – No viable: eje embrionario con coloración blanco lechoso, que presente el cilindro central con coloración rojo intenso. Región cotiledonar que presente más del 50% blanco lechoso, con manchas rojas intensas dispersas.

Clase 8 – No viable: semilla totalmente con coloración blanco lechoso que presente tejidos flácidos (Fogaça et al., 2006).

Las tolerancias admitidas entre repeticiones (el porcentaje medio de las repeticiones se redondea al número entero más próximo) para considerar que un ensayo es satisfactorio al realizar el test de tetrazolio se muestran en el Cuadro 1. Por ello cuando las repeticiones de un ensayo estén dentro de la tolerancia admitida, se considerará como satisfactorio caso contrario debe realizarse un segundo ensayo por el mismo método o por otro método, en las siguientes circunstancias: Cuando la diferencia entre las repeticiones exceda la tolerancia máxima admitida, o cuando sea evidente que el resultado no puede ser cierto a causa de malas condiciones en el ensayo, errores en la valoración de las plántulas, o inexactitud en el conteo o en la indicación de resultados (Instituto nacional de semillas y plantas de vivero, 1976).

Cuadro 1 Desviaciones máximas admitidas entre repeticiones de 100 semillas en un ensayo

Porcentaje medio del ensayo		Desviación o rango máximo
1	2	3
99	2	5
98	3	6
97	4	7
96	5	8
95	6	9
93 a 94	7 a 8	10
91 a 92	9 a 10	11
89 a 90	11 a 12	12
87 a 88	13 a 14	13
84 a 86	15 a 17	14
81 a 83	18 a 20	15
78 a 80	21 a 23	16
73 a 77	24 a 28	17
67 a 72	29 a 34	18
56 a 66	35 a 45	19
51 a 55	46 a 50	20

Test de dos colas a un nivel de significación del 2.5%

Fuente: (Instituto nacional de semillas y plantas de vivero, 1976)

2.1.7 Índigo carmín

El carmín de índigo es un tipo de colorante natural correspondiente a una sal sódica del ácido indigodisulfónico, de color azul, con propiedades ácidas (Agurto, 1983). Según Favela Pro

S.A. (México), el índigo carmín con fórmula química $C_{16}H_8N_2Na_2O_8S_2$ posee un pH de 5.3 demostrando así sus propiedades ácidas.

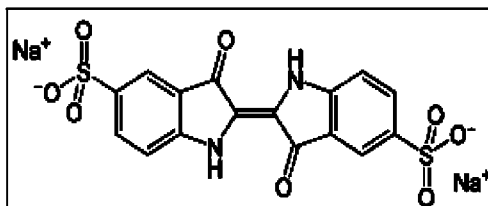


Figura 8 Estructura del índigo carmín (http://en.wikipedia.org/wiki/Indigo_carmine)

2.1.7.1 Prueba de Viabilidad de semillas con el Índigo Carmín

El test del Índigo carmín es útil para especies de pináceas, aunque no hay constancia de su utilización en otras especies. En este test se produce una coloración diferencial de los tejidos vivos y muertos del embrión expuesto al colorante índigo carmín. Así se tiñen de azul los tejidos muertos y los tejidos vivos permanecen incoloros (Benito, et al, 2004).

Su mecanismo de acción de este compuesto consiste en depositarse sobre los tejidos muertos, sin mediar una reacción enzimática como en el tetrazolio, es decir hay una precipitación física exclusiva sobre los tejidos muertos. Siendo así un método que permite incorporar un mayor grado de seguridad al analista acostumbrado a trabajar con el tetrazolio (Giorda, Laura M., et al, 1997).

2.1.7.2 Otros usos de tinción del Índigo Carmín

El índigo carmín en medicina se utiliza como una tinción de contraste (una tinción de contraste es una sustancia que no penetra la célula, pero penetran los interpliegues mucosos resaltando cambios de superficie (Baistrocchi, et al)), no absorbida por el epitelio, derivado del índigo (tinción vegetal) y del carmín (insecto tropical Cochinea), de coloración azul; ha sido utilizado por varios autores, en diversos estudios de colonoscopia, para facilitar la detección de lesiones neoplásicas, con el objetivo de mejorar el diagnóstico, al resaltar el margen de la lesión o permitiendo predecir su naturaleza neoplásica (Ortiz, J., 2007). Concentraciones de 0,2-0,3% ha demostrado su utilidad en endoscopia al aumentar la detección de CGT (Cáncer gástrico

temprano), en facilitar la estimación endoscópica de la profundidad de la lesión y en determinar con precisión los bordes de la lesión facilitando la marcación peritumoral (Emura et al., 2007).

2.1.8 Compuestos fenólicos

El término compuesto fenólico abarca un gran número de sustancias que poseen un anillo aromático unido a uno o más sustituyentes hidroxilo. Los compuestos fenólicos son solubles en agua porque la mayoría de las veces se encuentran unidos a azúcares formando glicósidos, y normalmente se localizan en las vacuolas. Entre los compuestos fenólicos naturales se encuentran los flavonoides, los fenoles monocíclicos, los fenilpropanoides, las quinonas fenólicas y las cumarinas. Las sustancias poliméricas de las plantas como los lignanos y taninos son polifenólicos y ocasionalmente también se encuentran unidades fenólicas en las proteínas, los alcaloides y los terpenoides. Cuando están puros, los fenoles simples son sólidos incoloros, pero generalmente se oxidan y se vuelven oscuros por exposición al aire. La solubilidad en agua aumenta de acuerdo con el número de hidroxilos presentes y son bastante solubles en disolventes orgánicos polares. La actividad fisiológica de los compuestos fenólicos de las plantas es muy diversa. Algunos de ellos es que ciertas plantas parecen tener resistencia a los ataques de hongos como resultado de su contenido de fenoles (Valencia, 1995).

Los compuestos fenólicos tienen una relación directa con la intensidad de la luz que influencia la concentración/composición de esos compuestos, y la temperatura ejerce un pequeño efecto sobre la concentración de compuestos fenólicos (Albuquerque, et al., 2008). Además estas concentraciones son mayores cuanto más maduro este el fruto (caso de la uva) (Llaudy, et al., 2005), coordinando con Gonzáles, L., (2005) que el grado de madurez condiciona la carga fenólica.

2.1.8.1 Taninos naturales

Las actividades celulares no sólo liberan energía para el crecimiento y la diferenciación sino que también producen materiales de reserva y de desecho, a los cuales se les denominan sustancias ergásticas. Sus representantes son almidón, materiales grasos, inclusiones proteicas, taninos y cristales de diversas composiciones. (Esau, 1987).

Los taninos constituyen un grupo heterogéneo de derivados fenólicos que están ampliamente distribuidos en el cuerpo vegetal. Ningún tejido carece enteramente de taninos. Son abundantes en las hojas de muchas plantas, en los tejidos vasculares, en la peridermis, en frutos (incluso en frutos inmaduros), en las cubiertas seminales y en los crecimientos patológicos (Esau, 1987). Aunque a menudo están en frutos verdes, normalmente desaparecen durante el proceso de maduración (Valencia, 1995). Se cree que los frutos emplean la energía producida por la oxidación de esos taninos en sus procesos metabólicos. Otra teoría es que tienen acción antiséptica, previenen a las plantas de daños por insectos y hongos. Hasta ahora, el papel de los taninos es incierto, pero probablemente sirven de protección a la planta durante ciertas etapas de crecimiento, y después son destruidos o depositados como producto final del metabolismo en tejidos muertos de la planta adulta, por ejemplo, en la corteza o en las agallas (Valencia, 1995).

Cuando se encuentra en cantidades considerables, generalmente se localizan en partes específicas de la planta como hojas, cortezas, frutos o tallos (Valencia, 1995). Localizados en células muy agrandadas llamadas bolsas taníferas o en células aisladas dispersas en el tejido. Los compuestos de taninos en las células taníferas se oxidan dando flobafenos de color castaño o castaño rojizo, que se observa fácilmente con el microscopio (Esau, 1987).

Químicamente los taninos son sustancias complejas; por lo general son mezclas de polifenoles muy difíciles de separar debido a que no cristalizan. Cuando se hidrolizan dan fenoles polihídricos simples como el ácido gálico del que se obtiene pirogalol; o ácido protocatéquico que produce el catecol para dar lugar a los taninos condensados o catequinas (Valencia, 1995). Los taninos como compuestos fenólicos hidrosolubles que tienen un peso molecular comprendido entre 500 y 3000, presentan junto a las reacciones clásicas de los fenoles, la propiedad de precipitar alcaloides, gelatina y otras proteínas (Bruneton, 1991).

Los taninos se clasifican en dos grupos: taninos hidrolizables y condensables.

a) Taninos hidrolizables: Son ésteres fácilmente hidrolizados por ácidos o enzimas hasta un azúcar o un polialcohol y un ácido fenolcarboxílico (Haslam E., 1989 cit por Goycochea, R. 2008); el componente alcohólico del éster generalmente es un azúcar, pero en el tanino de Tara es el ácido quínico (Valencia, 1995). Según la naturaleza del ácido fenolcarboxílico, los taninos

hidrolizables se clasifican en galotaninos y elagitaninos. (Haslam E., 1989 cit por Goycochea, 2008); el ácido gálico probablemente es uno de los más comunes; el ácido elágico es un producto secundario que se forma por hidrólisis de algunos taninos que son ésteres del ácido hexaoxidifénico (Figura 9).

b) Los taninos condensables o proantocianidinas: Son flavonoides poliméricos, los cuales son un grupo de metabolitos basados en un sistema de anillos heterocíclicos derivados del fenilalanina. Son derivados de unidades de flavan-3,4-dioles. Una clase común de proantocianidinas son catequina y epicatequina. (Hagerman, 2002, cit. por Goycochea, 2008).

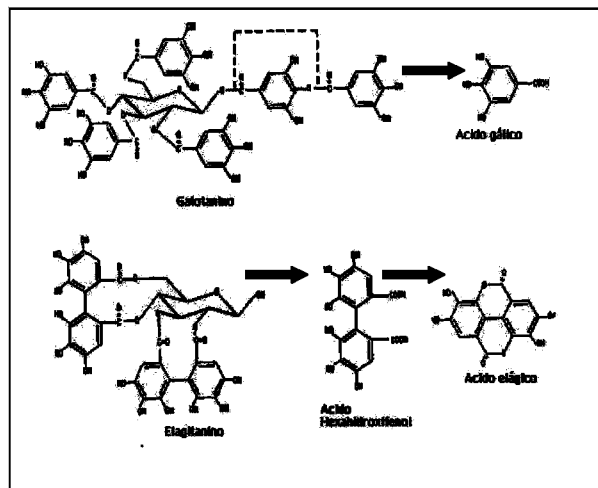


Figura 9 Formación del ácido gálico y el ácido elágico (Garro J. et al, 1997 cit. Goycochea, 2008)

Dentro de las familias que más destacan por la presencia importante de taninos dentro de alguna parte de su composición destacan las Fagaceae, Caesalpinaceae, Meliaceae, Anacardiaceae, Rhizophoraceae y Myrtaceae (Aquino, D., 1980).

El Cuadro 9 muestra los principales curtientes vegetales de acuerdo a su principal constituyente activo que es el ácido tánico, donde la tara ocupa el primer lugar por su alto contenido tánico (Herrera, et al., 2009). Teniendo además la ventaja de ser la única en utilizar el fruto y no la madera, corteza u hojas, a excepción del Mirabolano, para la extracción del contenido de taninos (Aquino, D., 1980).

Cuadro 2 Concentración de taninos en las principales curtientes vegetales

CURTIENTES VEGETALES	CONTENIDO TÁNICO
Tara (<i>Caesalpinia spinosa</i>)	60-68 %
Mangle (<i>Rhizophora mangle</i>)	40-48 %
Zumaque (<i>Rhus Coriaria</i>)	29-40 %
Mirabolano (<i>Terminalia chebula</i>)	35-40 %
Mimosa (<i>Acacia mollissima</i> Willd)	20-35 %
Tireza (<i>Rhus Pentaphylla</i>)	20-21 %
Quebracho (<i>Schinopsis balansae</i> , E)	18.00 %
Pino (<i>Pinus silvestres</i>)	10-12 %
Castaña (<i>Castanea sativa</i>)	7-10 %
Alcornoque (<i>Quercus Súber</i> , L)	6.80 %
Catecú (<i>Acacia catccu</i>)	6-8 %
Roble (<i>Quercus Pedunculata</i>)	5.9 %

Fuente: Villanueva (2007)

2.1.8.2 Factores que Influyen en el contenido de Taninos Vegetales

La concentración de taninos en determinada especie está relacionada con el medio en donde ella se desarrolla y con los factores genéticos. Las subespecies y variedades pueden presentar contenidos de taninos muy diferentes en contraste con la especie de la cual proceden. Los factores edáficos, junto con el grado de humedad y presencia de microorganismos (ej. bacterias nitrificantes) crean un medio que puede ser adecuado para el desarrollo de una planta. Se ha evidenciado que los bosques de roble (*Quercus spp.*) presentan una marcada diferencia, en relación con sus contenidos de taninos, siendo más productivo en los suelos secos en contraste con los suelos húmedos del mismo hábitat. La máxima productividad de una planta se logra cuando los factores ambientales favorables coinciden en forma natural con el máximo desarrollo vegetal. Factores como la luminosidad, pueden incidir en forma notoria sobre la concentración de taninos en una planta. Se ha demostrado que los manglares que desarrollan en las costas del océano Indico, al este de África, están expuestos a una mayor luminosidad, resultan más ricos en contenidos de taninos, siendo más productivos los de suelos secos en contraste con los de suelos húmedos (Torres, 1983 cit. Goycochea, 2008).

2.1.8.3 Propiedades de los taninos

Las propiedades de los taninos están en función de las propiedades físico-químicas de sus componentes químicos que forman en muchos casos una estructura compleja. Entre las más importantes se mencionan: Son sustancias que absorbidas por la piel forman con ellas

combinaciones insolubles que la hacen impermeable e imputrescible (sustancia curtiente) que impide la degradación de la piel; son sustancias amorfas, raramente cristalinas, no nitrogenadas y astringentes; son solubles en agua; son oxidables por la luz solar, entre otras (Aquino, D., 1980). En el campo fisiológico, respecto a la función de los taninos en las plantas, se cree que llega a actuar como compuesto inhibidor contra el ataque de agentes patógenos (virus, bacterias y hongos); al producirse una lesión en una planta, los taninos aceleran la cicatrización de las heridas (Torres, 1983 cit. Goycochea, 2008).

2.1.8.4 Extracción de taninos

El aprovechamiento se hace a partir de árboles en pie o talados. Dependiendo de la parte de la planta utilizada, hay diferentes formas de preparación de la materia prima. Para el caso de frutos se somete a una molienda para reducirla a partículas pequeñas y de tamaño uniforme. Como equipo de preparación se utiliza un molino de martillos. Para determinar el contenido de taninos o identificar su presencia, puede realizarse mediante análisis cuantitativos o cualitativos como se describe a continuación (Aquino, D., 1980).

Análisis Cuantitativo

- Reacción de precipitación con una sal metálica o un alcaloide; análisis volumétrico por formación del complejo. Ejemplo de sales: sulfato férrico, acetato de cobre, cloruro estañoso, acetato de plomo.
- Por absorción de oxígeno libre: de difícil aplicación, se evalúa la cantidad de oxígeno que es absorbida por una solución tánica.
- Propiedades reductoras: con permanganato (KMnO_4).
- Por absorción de sustancias protéicas, por ejemplo con la gelatina. Se determina en forma directa o indirecta, por gravimetría o volumetría. El método de polvo de piel es el método oficial en España (Torner) (Aquino, D., 1980).

Análisis Cualitativo

- Dan coloración con sales de hierro: verde con los catéquicos y violeta azulado con los pirogálicos.
- Con agua de bromo y ácido acético, precipitando los catéquicos.

- Con cloruro de platino, dan color azul oscuro.
- Con acetato de cobre, dan precipitado rojo con los catéquicos.
- Con ácido acético y acetato de plomo dan un precipitado con los pirogálicos.
- Otros métodos: por fluorescencia, identificación microscópica luego de la coloración (Aquino, D., 1980).

2.1.9 Gomas o hidrocooides

Las gomas son moléculas de alto peso con características hidrofílicas o hidrofóbicas que, usualmente, tiene propiedades coloidales, con capacidad de producir geles al combinarse con el solvente apropiado. Se les conoce también como hidrocoloides o espesantes. Las gomas producidas por las semillas de algunas leguminosas, están formadas principalmente de polisacáridos hidrocoloidales de alto peso molecular, compuestos de unidades de galactosa y manosa combinadas a través de enlaces glicosídicos, que químicamente son descritos como galactomanos (Goycochea, 2008).

2.2 CARACTERISTICAS GENERALES DE LA ESPECIE *Caesalpinia spinosa*

2.2.1 Clasificación taxonómica

Se ubica taxonómicamente según Lapeyre et al., (1998) en:

Reino	: Plantae
Sub-división	: Angiosperma
Clase	: Dicotiledoneas
Familia	: Leguminosaceae
Sub-Familia	: Fabaceae
Género	: <i>Caesalpinia</i>
Nombre científico	: <i>Caesalpinia spinosa</i> (Molina) Kuntze.
Nombre común	: Tara o Taya (Perú)

Otros nombres comunes, según Reynel, et al., (2006): *Caesalpineia pectinata cavanilles*, *Caesalpineia tinctoria* (HBK), *Ponciana spinosa* Molina, *Tara spinosa* (Molina) Britt & Rose.

2.2.2 Origen y Distribución

La tara es una planta originaria del Perú, utilizada desde la época prehispánica en la medicina folklórica y en tiempos recientes como materia prima en el mercado mundial de hidrocoloides alimenticios y taninos. Se distribuye entre los 4° y 32° S desde zonas áridas de Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia llegando hasta el norte de Chile, creciendo con precipitaciones promedio anuales de 230 a 500 mm, con biotemperaturas de 12 a 18°C, pudiendo aceptar hasta 20°C (Flores, et al. 2005).

Es un cultivo de amplia adaptabilidad que se desarrolla desde el nivel del mar hasta los 2800 m.s.n.m Pudiendo llegar excepcionalmente como en el Perú hasta los 3150 m.s.n.m En el departamento de Apurímac (Villanueva, 2007). Su mayor rango de eficiencia productiva lo desarrolla de 800 a 2600 m.s.n.m (Herrera et al., 2009).

Considerada como una especie rústica, debido a su resistencia a la sequía, plagas y enfermedades y por crecer en sitios áridos y semiáridos. Se considera también plástica, debido a que se le encuentra en un amplio rango de climas y tipos de suelos, creciendo bien en suelos franco arenoso y pedregosos, con pH de ligeramente ácidos a medianamente alcalino (6.0-7,5). Es frecuente encontrarla en suelos lateríticos muy erosionados. No tolera suelos alcalinos ni soporta heladas (Reynel et al., 1990, cit. por Flores, et al., 2005).

2.2.3 Descripción de la especie

La tara es una especie de crecimiento lento y de porte arbustivo, dependiendo de las condiciones de sitio donde crece (Flores, et al., 2005). En su aspecto morfológico se le considera como un árbol pequeño a mediano, de 3-15 m de altura, el fuste puede ser irregular o cilíndrico, presenta ramas ascendentes (Figura 10). La corteza externa del fuste es agrietada de color marrón oscuro, provisto de agujones triangulares, aplanados. Sus hojas son compuestas bipinadas, alternas y dispuestas en espiral, foliolulos de 7-8 pares, opuestos, oblongos (Figura 11). Su inflorescencia está dispuesta en racimos de 8-12 cm de longitud. Las flores son hermafroditas, zigomorfas, cáliz tubular, corola con 5 pétalos libres, amarillos. Los frutos son legumbres rojizas, oblongas, ligeramente comprimidas de 6-11 cm de longitud, indehiscentes, con el mesocarpo arenoso, esponjoso, y de 9 a 12 semillas reniformes, de color marrón pardo,

con la superficie lustrosa, dura y con uno de los lados más grande, el embrión en la concavidad (Reynel, et al., 2006).

Además tiene carácter xerofítico por ser caducifolio, tener folíolos pequeños de cutícula gruesa, cubiertos de una sustancia serosa y con mecanismos de control estomático; poseer raíces pivotantes con una relación altura de planta: raíz de 1:1,5 hasta 1:2; y probablemente a la presencia de algunas estructuras de conservación de la humedad del suelo, generalmente por los mecanismos de simbiosis (Flores, et al., 2005).



Figura 10 Árbol de Tara (*Caesalpinia spinosa* Molina Kuntze) en Jayanca

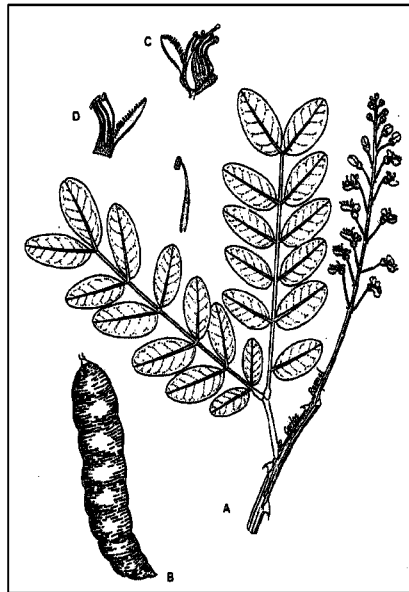


Figura 11 Dibujo dendrológico de la Tara (Reynel, 2006)

A. Ramita con hojas e inflorescencia B. Fruto C. Flor, sección longitudinal D. Estambres y sépalo

2.2.4 Ecología

La tara ocupa las siguientes zonas de vida como se muestra a continuación:

Cuadro 3 Zonas de vida de Holdridge, donde habita la tara

<i>Zonas de vida (Holdridge)</i>	<i>Símbolo</i>	<i>Precipitación</i>	<i>Bio – Temperatura °C</i>
Estepa espinosa – Montano Bajo Tropical	ee - MBT	250 – 500	12 – 18
Bosque seco - Montano Bajo Tropical	bs - MBT	500 – 700	12 – 18
Matorral desértico - Montano Bajo Tropical	md – MBT	200 - 250	13 – 18
Monte espinoso – Premontano Tropical	me - PT	350 – 500	18 – 20
Matorral desértico – Montano Tropical	md - MT	200 - 250	18 – 21

Fuente: Flores et al. (2005)

2.2.5 Requerimiento hídrico

En régimen de secano la tara se desarrolla entre los 200 a 750 mm de precipitación anual; pero expresa un mejor desarrollo entre los 500 a 750 mm. En campos con un manejo intensivo con el uso de sistema presurizado como el goteo, las necesidades son aproximadamente de 300 – 2100 metros cúbicos por hectárea al año, pero este volumen puede ser reajustado en función de

las condiciones agrometeorológicas y la tecnología a emplear en el predio agrícola (Villanueva, 2007).

2.2.6 Luz o radiación solar

La intensidad, calidad, duración e interceptación de la luz (que está en función de la cantidad del área foliar y la duración del despliegue del área foliar) son determinantes en el crecimiento y productividad de los árboles de tara; todo esto como consecuencia de una mayor eficiencia de la fotosíntesis, por ello es uno de los factores influyentes en el rendimiento de vainas y el contenido de taninos. Este factor es muy importante también en el desarrollo de los pigmentos carotenoides en la superficie de la vaina de la tara (Villanueva, 2007)

2.2.7 Suelo

Es un cultivo rústico, por lo tanto puede desarrollarse en una amplia gama de suelos, aunque reporta mejores rendimientos en suelos de textura franco, franco-arcillosa y franco arenosa. Algunas evaluaciones en el sistema radical da como respuesta aproximada una profundidad efectiva para la textura franco arenosa de 1.70 m., a diferencia de una textura arcillosa con 0.70 m. (Villanueva, 2007).

2.2.8 Fertilización

En un sistema de manejo convencional los principales fertilizantes que se pueden hallar en los campos comerciales de tara son: Urea (46% de N), Nitrato de Amonio (33.5% de N), Sulfato de Amonio (21% de N), Cloruro de Potasio (50-52% de K), Sulfato de Potasio (50-53% de Potasa), Superfosfato triple de calcio con 47% de potasa, Sulfato de Potasio y Magnesio con 22% de potasa, que es fuente de magnesio (18% MgO) y azufre; Sulfato de magnesio con 20% de óxido de magnesio (Villanueva, 2007).

El Nitrógeno tiene por función el crecimiento y desarrollo de brotes y frutos. Pudiéndose encontrar en la Urea (N_2H_4CO), Nitrato de Amonio ($(NH_4)_2SO_4$), Nitrato de Sodio ($NaNO_3$).

El Potasio tiene por función la activación enzimática, transporte de hidratos de carbono, síntesis de aminoácidos y almidón; regulación osmótica, funcionamiento de estomas, transpiración, fotosíntesis, síntesis de ATP, translocación de fotosintatos hacia los frutos, captación de

nitrogeno y síntesis de proteínas. Pudiéndose encontrar en cloruro de potasio (KCl), Sulfato de potasio (K_2SO_4), Nitrato de Potasio (KNO_3), y Sulfato de magnesio y potasio (Villanueva, 2007).

2.2.9 Propagación

La propagación se realiza normalmente por semilla botánica y las características de éstas, de los frutos y de la germinación se describen en el Cuadro 4.

Cuadro 4 Características de los frutos y semillas de la tara

DESCRIPCIÓN	VALORES
FRUTOS	
Largo promedio	9 cm
Peso promedio	2,3 gr.
SEMILLAS	
Promedio/fruto	9 a 12
Peso	160 gr/1000 semillas
Viabilidad	dos años
Nº Kg.	6, 000 aprox.
Poder germinativo	80-90%
Energía germinativa	buena
GERMINACIÓN	
Inicio	8-12 días (escarificada)
Fin	20 días
Tipo	epígea

Fuente: Reynel, et al, (1990) cit. por REDFOR, (1996)

2.2.10 Tratamientos pre-germinativos

Se realiza porque la semilla presenta una testa dura (cáscara), que es necesario tratar para acelerar y uniformizar la germinación. Dentro de los tratamientos se tiene el tratamiento con agua, escarificación con lija, y el tratamiento con ácido sulfúrico. El tratamiento con agua es el más recomendable y generalizado, por su efectividad, costo, tiempo y sencillez (REDFOR, 1996).

2.2.11 Dinámica floral

El cultivo de tara con disponibilidad continua de humedad puede florear todo el año, pero la variabilidad del material y las características ambientales a lo largo del territorio nacional hacen que el comportamiento floral varíe de acuerdo a las zonas de habitat. En el Perú el periodo de

floración comprende de noviembre hasta agosto, mientras que la cosecha se realiza de abril a diciembre. El periodo de floración a cosecha varía de 5 a 8 meses en las diferentes zonas productoras, obviamente determinado por una serie de factores como genéticos y medio ambientales (Villanueva, 2007).

Cuadro 5 Secuencia fenológica de la Floración y Fructificación en el Perú

	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Set	Oct	Nov	Dic
Huanuco	flor	flor	flor	fruto	fruto	fruto	fruto	fruto	fruto	fruto	fruto	flor
Ayacucho	flor	flor	flor	flor	fruto	fruto	fruto	fruto				flor
Junin	flor	flor	flor	flor		fruto	fruto	fruto				flor
Cuzco	flor	flor	flor			fruto	fruto	fruto				flor
Cajamarca				fruto	fruto	fruto			flor	flor	fruto	
Ica				fruto							fruto	fruto
Nazca			fruto	fruto						fruto	fruto	
Lima												
Cañete					flor	flor					fruto	fruto
Huaral					flor	flor					fruto	fruto
Arequipa	fruto	fruto						flor	flor			
Piura												
Silvestre	flor	flor	flor				fruto	fruto	fruto	fruto	flor	flor

Fuente: Villanueva (2007)

2.2.12 Fruto de la Tara

2.2.12.1 Taninos de la tara

El principal componente del tanino de la tara está basado en la estructura del ácido gálico (Figura 12). De este modo se diferencia de otros miembros del grupo taninos hidrolizables que está basado sobre un galotanino y un elagitanino. La posición del número largo de anillos galotánicos del tanino de la tara podría dar la formación de la estructura en tres dimensiones. (Haslam E., 1989 cit. Goycochea, 2008).

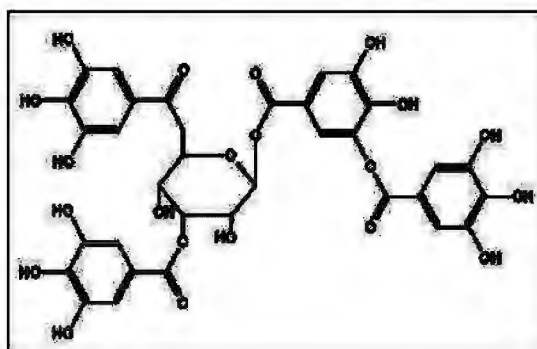


Figura 12 Tanino de la tara *Caesalpinia spinosa* (Haslam E, 1989 cit. Goycochea, 2008)

2.2.12.2 Usos de los taninos

El principal uso de los taninos es en la curtición de pieles. Además estos compuestos químicos le otorgan al cuero un color blanco, que es muy apreciado en la obtención de matices (REDFOR, 1996). Entre otros usos se tiene los siguientes: Dispersante de lodos, fabricación de plásticos termorígidos, preparación de adhesivos fenólicos, formulación de insecticidas, clarificador en enología (fabricación de vinos) y en la industria cervecera, protector de metales, industria farmacéutica (preparación de alcaloides), medicina tradicional: En la sierra del Perú se utiliza el extracto tánico de la tara a manera de infusión, como remedio casero para enfermedades, de tipo inflamatorio-garganta y laringe- y en infusión para hemorroides, por su acción hemostática. La astringencia del tanino vegetal es preferida frente a los astringentes minerales que son irritantes y tóxicos. Los taninos vegetales también se utilizan en el tratamiento de quemaduras y como antisépticos, etc (Yague, J., 1960).

2.2.13 Semilla de la Tara

La semilla de tara es una de las leguminosas forestales nativas que más se emplea en la industria; teniendo la goma el mayor uso en la industria. La semilla representa entre 33-38% del peso total de la vaina o fruto, y está formada por el tegumento (cáscara), endospermo y el embrión de color amarillo, siendo su composición porcentual tal como se muestra en la Figura 13 (Villanueva, 2007).

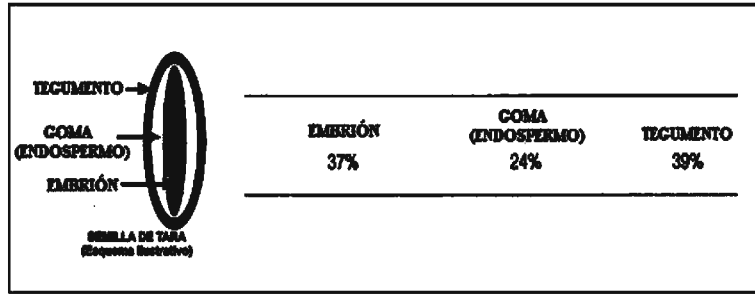


Figura 13 Composición de la semilla de tara (Villanueva, 2007)

2.2.13.1 Goma de la tara

La goma de tara contiene manosa y galactosa en una relación de 3:1, totalmente diferente a la goma de Guar y Garrofin, conteniendo predominantemente manosa (60-80%) y galactosa (40-20%) esto es de 3:2 y 4:1 (Villanueva, 2007). En la Figura 14 se encuentra la conformación química de la goma de tara y en el Cuadro 6 la composición físico-química de la goma de la semilla de tara.

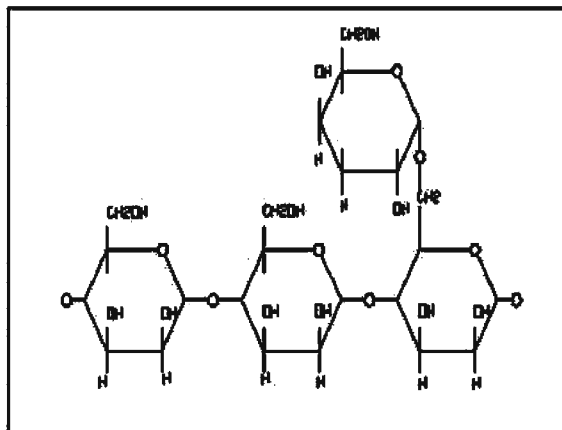


Figura 14 Representación del galactomano de la goma de tara (Goycochea, 2008)

Cuadro 6 Composición físico-química de la goma de la semilla de tara obtenida por método directo

COMPONENTE	CONTENIDO EN BASE HÚMEDA (%)
Humedad	5,03
Cenizas	5,85
Fibra	1,15
Grasa	0,49
Proteína	6,76
Insoluble en ácido	4,62
Galactomananos	76,14
Solubilidad	98,38
Densidad (gr./c.c)	0,69
p H	5,50
Color de Remisión (%)	20,10
Viscosidad (20°C/solución 1%)	74,00
Contaminantes:	
Taninos	Ausentes
Arsénico	no presente
Cadmio	8,12 ppm
Plomo	3,2 ppm
Mercurio	0,09 ppm

Fuente: Villanueva (2007)

2.2.13.2 Extracción de goma de tara

La goma es obtenida a partir del endospermo de la semilla, para ello existen en el mercado diversos métodos para separar selectivamente el endospermo del tegumento y el embrión, destacándose el método térmico-mecánico cuyo principio se basa en el uso de una molienda diferencial que se sustenta en la diferencia de dureza de los componentes de la semilla (tegumento-endospermo y embrión) (Villanueva, 2007).

2.2.13.3 Uso de la goma de tara

La goma de tara tiene su mayor aplicación en la industria alimentaria, farmacéutica como estabilizante, emulsionante o espesante de los alimentos, bebidas y medicinas, regulando la viscosidad de la fase acuosa, así como fijador de aromas y saborizantes en las gaseosas, aunque siendo de aplicación en otras industrias como la cosmetología, minería, papelera, textil, sanitaria, petrolera, etc. (Villanueva, 2007).

Cuadro 7 Resumen de las aplicaciones de la goma en las industrias

PROPIEDAD	APLICACIÓN
Emulsificante	Para la preparación de mayonesa y pasta dentífrica
Aglomerantes	Para tabletas medicinales y como insumo en la fabricación de píldoras y emplastos.
Estabilizante	Se emplea en la preparación de salsa, aderezos, ensaladas, helados, leche malteada, encurtidos de frutas y hortalizas, etc.
Hidratante	Propiedad de la goma para fijar al agua, importante en la formación de soluciones coloidal viscosa, propiedad importante utilizado en la manufactura de papel
Espesante	Empleado en la preparación de cremas como la chantillí, helados, leche malteada, néctares, jugos de frutas, cosméticos, lociones y pinturas en serigrafía.
Fijadores de aromas	Para las esencias de la naranja, mandarina, toronja, limón, etc., y aromas artificiales.
Gelificante	Para la preparación de mermelada, productos lácteos, confites y productos cárnicos.
Clarificante	Se usa en la producción de cerveza, vinos y jugos, además en la cerveza como estabilizador de la espuma.
Encapsulante	En la industria de medicinas, productos deshidratados, plaguicidas, insecticidas y herbicidas.
Turgencia	Se emplea como agente de hinchamiento en la elaboración de carnes procesadas.
Depresor	La goma actúa como agente depresor del apetito muy importante para las personas en tratamiento para la reducción del peso.
Floculante	Propiedad importante de la goma que se aprovecha para la preparación de líquidos y sólidos a través de los procesos de filtración, sedimentación y clarificación. Empleado en la actividad minera y actividad sanitaria del agua potable.
Impermeabilizante	Propiedad de las gomas que se emplea para fabricar explosivos de nitrato de amonio resistente al agua.

Fuente: Villanueva, 2007

2.2.14 Rendimiento y cosecha

El ciclo productivo es prolongado en terrenos con riego. Comienza a producir prematuramente a los 4 años, alcanza su mayor producción a partir de los 15 años y empieza a disminuir a los 65 años, volviéndose improductiva a los 85 años. Bajo condiciones de secano, esta madurez comercial se inicia a partir de los 6 años, alcanzando su mayor producción a partir de los 20 y

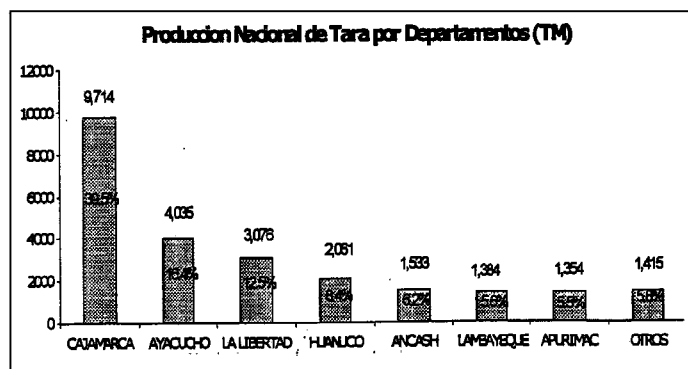
comienza a disminuir a los 50 para luego volverse improductiva a partir de los 65 años (Alnicolsa, 2002, cit. Flores et al. 2005).

La productividad entre árboles puede variar de 10 a 46 kg. Para el caso de plantas silvestres su producción llega a 10 kg/planta de vaina por año, pudiendo incrementarse con un adecuado riego y fertilización. En plantaciones comerciales intensivas la tara puede alcanzar rendimientos de 46 kg/campaña/año por árbol y entra en producción a los dos años y medio, pero la cosecha comercial se presenta al cuarto año (Herrera et al., 2009); y se caracteriza también por tener mayores niveles de taninos (Villanueva, 2007).

Con respecto al momento de cosecha comúnmente empleado, este se da cuando cambia el color de la cáscara de las vainas hacia un tono rojizo, y presenta un crujido característico a una suave presión. La cosecha se realiza en forma manual, con el cubrimiento de la superficie debajo del árbol, de manera que la vaina no entre en contacto con el suelo; de esta forma se evita una posible contaminación por agentes patógenos (Villanueva, 2007).

2.2.15 Producción Nacional de la tara

Los departamentos Cajamarca, Ayacucho y La Libertad tienen una participación de la producción nacional de tara de 39%, 16% y 13% respectivamente, producen más de la mitad de la producción nacional de tara (69%). A continuación se encuentran Huánuco con 8%, Ancash, Lambayeque y Apurímac con 6% de participación. El 6% restante es producido en otros departamentos en menor magnitud (Figura 15) (Herrera et al., 2009).



Fuente: INRENA (2006).

Figura 15 Participación en la Producción por departamentos (Herrera et al., 2009)

Con respecto a la producción histórica de tara en el país, se tiene información que la tendencia ha sido creciente (Cuadro 8). Los dos últimos años son estimaciones de exportadores y autoridades regionales de Ayacucho y Cajamarca (*).

Cuadro 8 Producción Nacional de Tara

AÑO	PRODUCCIÓN (TM)
2000	2,750
2001	7,155
2002	10,074
2003	13,264
2004	13,886
2005	17,688
2006	24,571
2007*	28,750
2008*	28,000

Fuente: Herrera et al., 2009

2.3 PLANTACIÓN DE TARA DE JAYANCA

2.3.1 Información general

La plantación de tara pertenece al Ing. Mario Suito Sueyras de la empresa La Puerta del Cielo SAC. Ubicada en el distrito de Jayanca, provincia y departamento de Lambayeque, que se encuentra situado al Norte de la provincia de Chiclayo. Y es parte de un proyecto de reforestación llamado “Los Molineros”, La Frontera-Morrope.

La plantación fue instalada en setiembre del año 2007, cuya procedencia de la semilla para la producción de almácigos a inicios del mismo año, provino de Ayacucho, Cajamarca, y Lambayeque principalmente.

Presenta una extensión total de 19.50 Ha, siendo aproximadamente de 494 x 394 m. (Anexo 1), con orientación noroeste, altitudes que varían entre 50-60 m.s.n.m, posee suelos de textura franco arenoso, y de acuerdo al análisis de suelos del mes de mayo del 2010 (ver anexo 3), realizaron la fertilización de estos a través del riego tecnificado por goteo, con urea (N_2H_4CO) y sulfato de potasio (K_2SO_4).

En las figuras 16, 17 y 18 se muestran vistas panorámicas de la plantación correspondiente a 3 fechas de recolección.



Figura 16 Vista panorámica de la Plantación de Tara en floración (21/08/2010)



Figura 17 Vista panorámica de la Plantación de Tara en fructificación (15/11/2010)



Figura 18 Vista panorámica de la Plantación de Tara en la Cosecha Final (17/12/2010)

2.3.2 Clima y ecología

El clima está influenciado por la corriente marina de Humboldt en la zona baja costera, la temperatura media anual es de 22° C fluctuando entre 26°C y 19°C (La temperatura máxima es de 35° C en verano y la mínima de 10.5°C en invierno). Las precipitaciones pluviales generalmente se presentan en los meses de febrero, marzo y abril; los meses de menor precipitación son julio y agosto (Municipalidad Distrital de Jayanca). El promedio de la

precipitación total por año se encuentra entre 62.5-125 mm., su biotemperatura media-anual es de 18-24°C (ONERN, 1976). Los vientos se presentan con mayor frecuencia en los meses de julio, agosto, setiembre y octubre (Municipalidad distrital de Jayanca).

De acuerdo al Mapa Ecológico, la plantación de tara se halla comprendida en la zona de desierto superárido tropical (ds-T) (ONERN, 1976).

Cuadro 9 Zona de vida de Jayanca-Lambayeque

<i>Zonas de vida (Holdridge)</i>	<i>Símbolo</i>	<i>Precipitación(mm)</i>	<i>Bio – Temperatura °C</i>
desierto- superárido Tropical	ds - T	62.5- 125	18 - 24

Fuente: ONERN, (1976)

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 ZONA DE ESTUDIO

La Plantación de Tara está ubicada en el distrito de Jayanca, provincia y departamento de Lambayeque, que se encuentra situado al Norte de la provincia de Chiclayo (Figura 19). Presentando toda la plantación 162 x 122 líneas de plantación a 4 x 2 m. Las líneas de plantación distanciadas 4m. se les designo columnas y las distanciadas a 2 m. se les designo filas. Además la plantación presenta cuatro divisiones de aproximadamente 5 has cada una. Teniendo cada división 41, 40, 41 y 40 filas correspondientes a las divisiones I, II, III y IV respectivamente (mayor detalle en el Anexo 2).

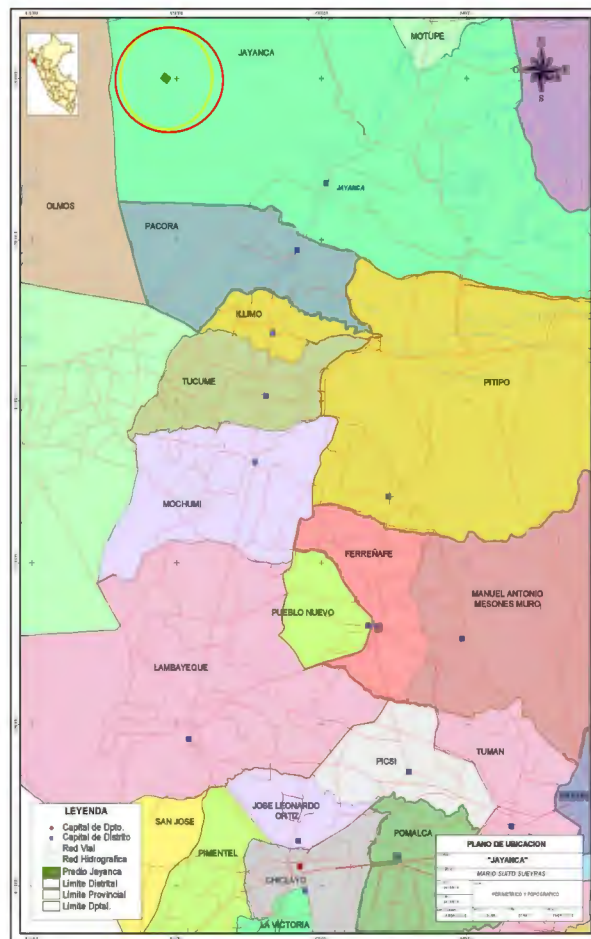


Figura 19 Ubicación de la Plantación de tara en Lambayeque

3.2 MATERIA PRIMA

Fruto de Tara (*Caesalpinia spinosa*) recolectado en setiembre (estadio 1), octubre (estadio 2), noviembre (estadio 3) y diciembre (estadio 4), de la plantación en Jayanca - Lambayeque. Las cantidades recolectadas por árbol en cada estadio de maduración, se observan en el Anexo 6.

3.3 MATERIALES Y EQUIPOS

3.3.1 Materiales de reconocimiento de terreno y recolección

- Rafia
- Cinta métrica
- Wincha
- Papel Periódico
- Bolsas herméticas

3.3.2 Materiales y Equipos de laboratorio

3.3.2.1 Materiales

- Agua destilada
- Fiolas de 200 ml
- Matraces de 250 ml
- Buretas de 2, 5, 10 y 50 ml
- Probetas de 100 y 1000 ml
- Vaso precipitado de 1L
- Vasos de vidrio
- Embudo de vidrio
- Soporte universal
- Papel aluminio

- Papel filtro (rápido)
- Arena esterilizada
- Hojas de Guillette
- Pinza grande

3.3.2.2 *Reactivos*

- Sal de Tetrazolio: 2,3,5-Trifenil cloruro de Tetrazolio ($C_{19}H_{15}N_4Cl$)
- Sal sódica de Índigo carmín ($C_{16}H_8N_2O_8 S_2Na_2$)
- Permanganato de Potasio ($KMnO_4$)
- Ácido Sulfúrico (H_2SO_4)
- Benlate

3.3.2.3 *Equipos*

- Balanza analítica con precisión de 0.0001 g
- Microscopio
- Estufa
- Molino de disco
- Molino de cuchilla
- Tamiz N°5
- Estufa-Plancha eléctrica
- Bomba eléctrica
- Agitador eléctrico
- Imanes recubiertos

3.4 METODOLOGIA

3.4.1 Muestras de evaluación

Se distinguen dos muestras de árboles a evaluar N1 y N2 (Figura 20) de donde se recolectó fruto en cuatro estadios de maduración, desde que el fruto posee una longitud promedio semejante al fruto de la cosecha final y la observación de un mayor llenado de éste por la formación de la semilla, es decir no se tomó en cuenta frutos planos. La primera muestra (N1) está conformada por 16 árboles identificados con rafia de color azul, recolectándose de éstos mismos, frutos en los cuatro estadios de maduración. La segunda muestra (N2), está conformada por 48 árboles reunidos en 4 grupos de 12 árboles con rafia de cuatro colores distintos (rojo, amarillo, verde limón y verde oscuro), recolectándose de cada grupo sólo una vez por estadio de fruto designado; es decir en la primera recolección se recolectó frutos del estadio 1 de los árboles identificados con rafia de color rojo, para la segunda recolección se recolectó frutos del estadio 2 de los árboles identificados con rafia de color amarillo, para el fruto del estadio 3 los árboles marcados con rafia de color verde limón, y en el cuarto estadio los árboles con rafia de color verde oscuro. Esto se realizó con la finalidad de comparar ambas muestras N1 y N2 para conocer el verdadero comportamiento en la translocación de fotoasimilados (productos de la fotosíntesis) hacia el fruto (almacenamiento de fotoasimilados), con el contenido de goma y taninos.

Para referir a este planteamiento se citó a Taiz et al., (2006), quien menciona que los fotoasimilados se mueven desde un área de aporte llamada *fuentes* (cualquier órgano capaz de fotosintetizar y producir fotoasimilados en exceso respecto a sus necesidades, normalmente hojas maduras) hacia las áreas de metabolismo o almacenamiento llamadas *sumideros* (órgano que no producen suficientes productos fotosintéticos para apoyar su propio proceso de crecimiento o almacenamiento, normalmente raíces, hojas jóvenes y frutos en desarrollo).

En Base a lo expuesto, se sugiere que pueden surgir dos posibilidades de ruta de los fotoasimilados destinados al fruto:

- 1: La planta distribuye los fotoasimilados a otras áreas como por ejemplo áreas de metabolismo, para satisfacer sus necesidades metabólicas ó de crecimiento de los demás frutos,

y por lo tanto no se aprecie un exceso en los contenidos de goma y taninos al comparar la muestra N1 con la muestra N2.

2: La distribución de los fotoasimilados siguen su ruta de almacenamiento y se distribuyen a los frutos restantes, como consecuencia de ello el contenido de goma y taninos resulte excesivo en la próxima recolección en la muestra N1 al compararla con la muestra N2.

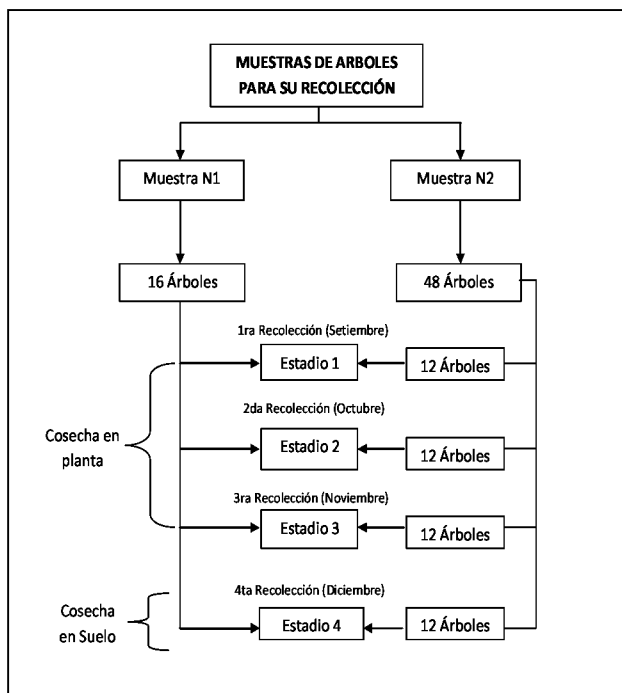


Figura 20 Muestras de árboles N1 y N2, y su recolección por estadio.

3.4.2 Muestreo

Los árboles fueron elegidos al azar dentro de cuatro líneas de plantación denominadas *columnas* (N° 19, 39, 80 y 100), eliminándose con ello el efecto borde en la toma de muestras. Siendo un total de 64 árboles distribuidos uniformemente en las 4 divisiones de la plantación (16 árboles por división) correspondientes a las 19.5 has (Figura 21), mayor detalle en el Anexo 2, marcándolos con rafia de diferente color, a manera de identificar las muestras N1 y N2, como se menciona anteriormente. En el Cuadro 10 se muestra el croquis del muestreo de los árboles por cada división.

Cuadro 10 Muestreo de árboles y su designación del color para la identificación de muestras N1 y N2.

División	Columna	Fila	Nº/color de árbol	Columna	Fila	Nº/color de árbol	Columna	Fila	Nº/color de árbol	Columna	Fila	Nº/color de árbol
I	19	8	1A	39	8	7M	80	11	7R	100	9	12L
	19	17	1M	39	13	6R	80	17	7L	100	16	12V
	19	25	1R	39	26	6L	80	26	9A	100	25	16A
	19	35	1L	39	34	8A	80	36	6V	100	35	12M
II	19	8	1V	39	9	7A	80	7	8M	100	7	12R
	19	17	2A	39	12	6M	80	16	8R	100	17	11L
	19	26	2M	39	27	5R	80	24	8L	100	26	11V
	19	36	2R	39	30	5L	80	35	7V	100	33	15A
III	19	6	2L	39	8	5V	80	6	10A	100	8	11M
	19	16	2V	39	17	6A	80	17	9M	100	17	11R
	19	26	3A	39	26	5M	80	25	9R	100	26	10V
	19	34	3M	39	35	4R	80	33	9L	100	35	14A
IV	19	7	3R	39	7	4L	80	9	8V	100	9	13A
	19	15	3L	39	16	4V	80	21	11A	100	15	10L
	19	26	3V	39	26	5A	80	26	10M	100	27	12A
	19	34	4A	39	31	4M	80	35	10R	100	35	9V

A: Árbol con rafia azul, M: Árbol con rafia amarilla, R: Árbol con rafia roja, L: Árbol con rafia verde limón y V: Árbol con rafia verde oscuro.

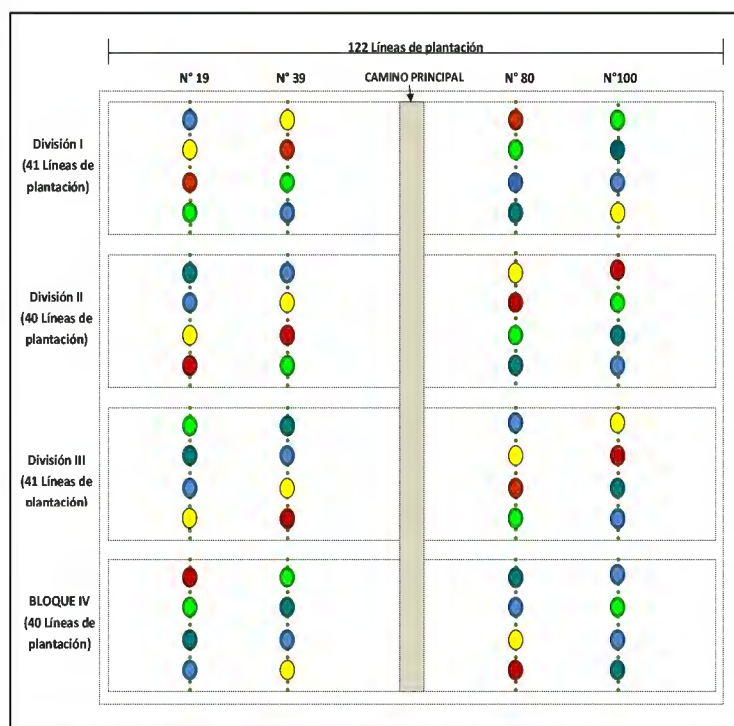


Figura 21 Croquis del muestreo de los 64 árboles en la plantación de tara en Jayanca

● Árbol con rafia azul (N2), ● Árbol con rafia roja (N2), ● Árbol con rafia amarilla (N2), ● Árbol con rafia verde limón (N2), ● Árbol con rafia verde oscuro (N2).

3.4.3 Medición de las características generales de los árboles

Se procedió a medir en cada uno de los 64 árboles, las siguientes variables:

- DPbif (cm): Diámetro en el Punto de bifurcación (Por ser una plantación de 2 años y medio al momento de su evaluación, en el cual no se puede tomar DAP por su forma arbustiva)
- D cop (m): Diámetro de copa (2 medidas en forma perpendicular)
- HT (m): Altura total

3.4.4 Verificación del estado fenológico de los árboles

La evaluación de los árboles se realizó de setiembre a diciembre, y se procedió a observar las características fenológicas descritas en el Cuadro 11, y la evaluación de estas fue según las escalas presentadas en el Cuadro 12.

Cuadro 11 Observaciones fenológicas

Floración (Figura 22)	
1.	Botones florales apareciendo (Bt)
2.	Floración avanzada o árbol totalmente con flores (Fav)
3.	Floración por terminar o terminada (Ptr)
Fructificación (Figura 23)	
1.	Frutos apareciendo (Fap)
2.	Frutos verdes (con 5- 9 cm de longitud) (Fv)
3.	Frutos madurando (con 5- 9 cm de longitud) (Fr +)
4.	Frutos con mayor maduración (con 5- 9 cm de longitud) (Fr ++)
5.	Frutos maduros (con 5- 9 cm de longitud) (Fr +++)

Fuente: Trucio, T. (1989) adaptado para el estudio

Cuadro 12 Evaluación de las características fenológicas

ESCALA	EVALUACIÓN
0	Ausencia del fenómeno observado
1	Presencia del fenómeno con una magnitud entre el 1-25 por ciento
2	Presencia del fenómeno con una magnitud entre el 26-50 por ciento
3	Presencia del fenómeno con una magnitud entre el 51-75 por ciento
4	Presencia del fenómeno con una magnitud entre el 76-100 por ciento

Fuente: Trucio, T. (1989)

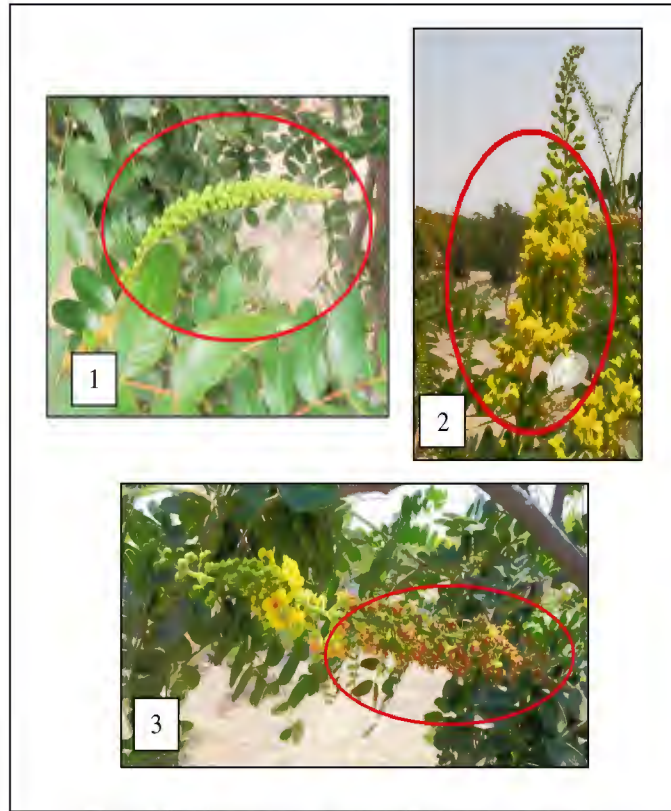


Figura 22 Observaciones fenológicas de floración

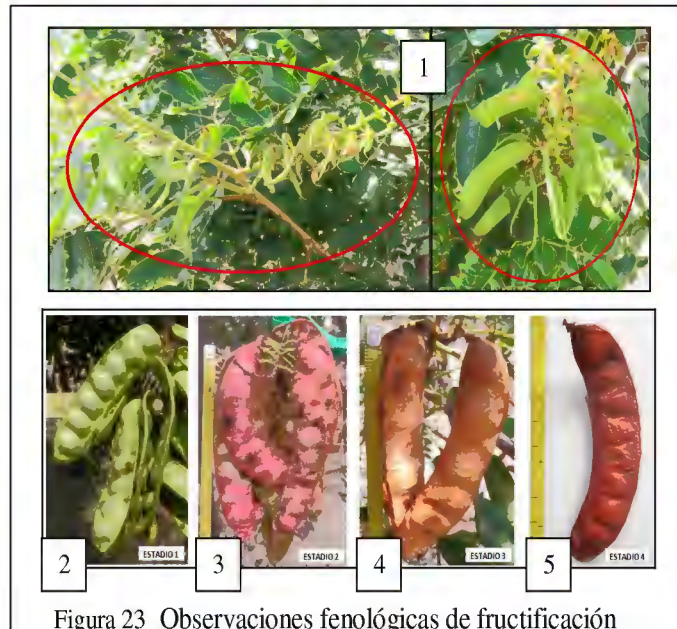


Figura 23 Observaciones fenológicas de fructificación

3.4.5 Recolección del fruto

Se recolectó frutos provenientes de 64 árboles de tara de acuerdo a las muestras de árboles asignadas para cada estadio de maduración. Los frutos recolectados en los 3 primeros estadios se realizó en planta, y en el último correspondiente a la cosecha final fue en el suelo, alrededor del árbol. Escogiéndose frutos enteros, sin ningún tipo de ataque de insectos u hongos, o que se encuentren en descomposición. La recolección se realizó cada mes, siendo en total cuatro recolecciones: setiembre, octubre, noviembre y diciembre del año 2010.

3.4.6 Tiempo de vida del fruto

Para conocer cuánto fue el tiempo de vida del fruto recolectado en los 3 primeros estadios, se colocó una marca con rafia a un racimo con las características de recolección en dos árboles de cada estadio, uno fue correspondiente a la muestra N1 (árbol con rafia azul) y el otro correspondiente a la muestra N2, los cuales fueron evaluados periódicamente en cada recolección hasta la cosecha final. Considerándose el tiempo de vida del fruto, cuando en el racimo no se evidencie ninguna vaina.

3.4.7 Distribución de ensayos según la parte del fruto

Del fruto de tara recolectado se procedió a su pelado para separar la semilla de la vaina. La vaina (fruto sin semilla) fue destinada para la cuantificación de taninos. La semilla fue destinada para la determinación de la estructura de la misma, los ensayos de viabilidad (Tetrazolio e Índigo Carmín), y finalmente para la determinación del contenido de goma (Figura 24).

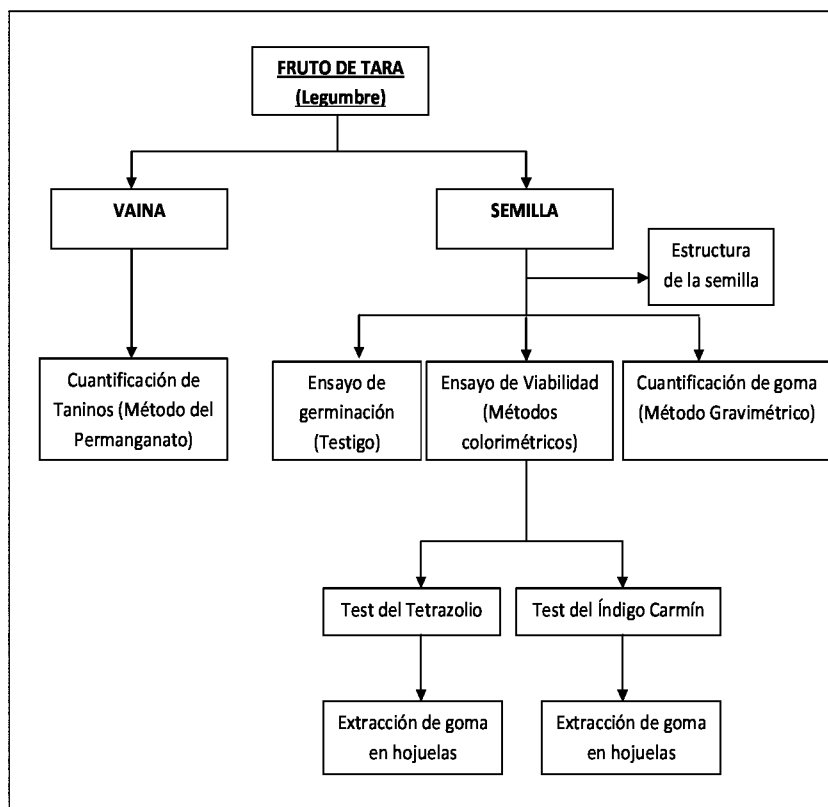


Figura 24 Distribución de ensayos según la parte del fruto

3.4.8 Preparación de la semilla para la determinación de la estructura

La semilla madura se embebió en agua corriente por 48 horas con la realización de un pequeño corte en el extremo inferior de los cotiledones (opuesto al hilio), para facilitar la entrada de agua y lograr el ablandamiento de los tejidos. A la semilla hinchada y con la cubierta seminal ablandada, se retiró la cubierta seminal, seguido del endospermo. A continuación se retiró cuidadosamente los cotiledones, y se realizó un corte muy delgado con un bisturí al eje embrionario en dirección longitudinal para su observación al microscopio y se procedió a identificar la plúmula y radícula; por otro lado se realizó un corte transversal a la cubierta seminal.

Para el caso de semilla inmadura (estadio 1) a diferencia de lo anterior, se procedió al retiro de la cubierta y el endospermo sin la realización de la embebición de la semilla, ya que en este estadio la cubierta seminal y el endospermo se pueden retirar fácilmente.

3.4.9 Ensayo de Germinación

3.4.9.1 Muestra de trabajo:

De las muestras N1 y N2 se procedió a retirar las semillas de la vaina, las cuales fueron colocadas independientemente por muestra para realizar una mezcla homogénea de cada una. Luego de la fracción pura de semilla de ambas muestras, se extrajo al azar 50 semillas de la muestra N1 y N2 en repeticiones de 25 semillas cada una, para su evaluación independiente.

3.4.9.2 Condiciones del ensayo:

La semilla fue sometida a un pequeño corte mecánico en la parte inferior del cotiledón opuesto al hilo, para facilitar la absorción de agua, ya que posee una cubierta dura en los estadios 2, 3 y 4 (excepto en el estadio 1 porque su cubierta aun no se endurecía y era más permeable).

Luego las semillas de cada repetición se les aplicó un fungicida en polvo (*benlate*), y colocadas sobre la arena húmeda (con agua destilada) previamente esterilizada como sustrato en cada bandeja, a una profundidad del doble de su espesor.

Finalmente las bandejas fueron colocadas en el germinador a 24°C a una humedad del 100%, y la evaluación se realizó de forma interdiaria durante 20 días.

3.4.9.3 Evaluación de germinación:

Semillas germinadas: Se evaluó la emergencia de la raíz primaria para el cálculo de la germinación (Lamarca, E.; et al., 2009), ya que la emisión de la radícula es la etapa final del proceso de germinación.

Semillas no germinadas: Son aquellas que no han germinado al final del ensayo por diferentes razones. Por ejemplo: ataque de hongos o pudrición para este caso.

3.4.9.4 Porcentaje de germinación

Para la determinación del porcentaje de germinación se tiene la siguiente relación:

$$\text{Poder germinativo PG (\%)} = \frac{\text{N}^\circ \text{ semillas germinadas} \times 100}{\text{N}^\circ \text{ semillas sembradas}}$$

3.4.9.5 Expresión de resultados

El porcentaje se redondeó al número entero más cercano, redondeando como sigue: xx.0 y xx.25 se redondean a xx; xx.50 y xx.75, se redondean a xx+1 (Martínez, L. 2007).

3.4.10 Ensayo del Test de Tetrazolio e Índigo Carmín

3.4.10.1 Muestra de trabajo

Para cada ensayo de viabilidad se tomó al azar 200 semillas de la fracción de semilla pura en dos repeticiones de 100 semillas cada una para la muestra N1 y N2. A cada muestra se consideró 5 semillas más por repetición para compensar en caso de una posible pérdida por daño físico durante el manipuleo al retirar el tegumento y el endospermo.

Para los ensayos de viabilidad se utilizaron dos soluciones de tinción, la sal de tetrazolio y el índigo carmín.

Para la preparación de la solución de tetrazolio, se empleó una solución acuosa al 0,05 % de 2,3,5-trifenil cloruro de tetrazolio con la siguiente proporción:

0,5 g. Tetrazolio ($C_{19}H_{15}N_4Cl$) / 1000 ml de agua destilada (pH de 6.5-7)

Para la preparación de la solución del Índigo Carmín, se empleó una solución al 0,15% con la siguiente proporción:

15 mg (0,0150 g) de $C_{16}H_8N_2O_8 S_2Na_2$ / 100 ml de agua destilada.

3.4.10.2 Condiciones del ensayo

Para la realización de las pruebas de viabilidad (TT e IC), las semillas fueron sometidas a un pequeño corte en uno de los extremos inferiores de la semilla (opuesto al hilio), para después ser sumergidas en agua corriente por un número determinado de horas de acuerdo al estadio de madurez evaluado para ablandar el tegumento. Para el estadio 1, la semilla no fue remojada, debido a su gran contenido de humedad (al estar inmadura y en formación) y con un tegumento

blando. Para el estadio 2, la semilla fue remojada por 29 horas, para el estadio 3, 36 horas y finalmente para el estadio 4, 48 horas.

A continuación el tegumento y el endospermo fueron removidos en cada semilla y los embriones fueron inmersos completamente en la solución de tetrazolio, por 5 horas a 35 °C en oscuridad. Y para la otra prueba de viabilidad, en la solución de índigo carmín, durante 18 horas a temperatura ambiente (alrededor de 20 °C). El endospermo removido en forma de hojuelas, de las pruebas de viabilidad, fue destinado para la cuantificación de goma. Después de los tiempos mencionados, se decanto la solución y los embriones fueron lavados y cubiertos con agua destilada, sobre placas petri, para su inmediata evaluación.

Cabe señalar que para la prueba de viabilidad con TT no todas las repeticiones fueron evaluadas inmediatamente por la minuosidad del ensayo, es por ello que los embriones se mantuvieron sumergidos en agua destilada y refrigeradas para su posterior evaluación (máximo 1 día) en recipientes individuales, según su repetición, para que no haya ninguna reacción posterior al ensayo causada por el cambio de pH.

3.4.10.3 Evaluación de embriones

Para la evaluación de tinción del embrión, se procedió a desprender uno de los cotiledones cuidadosamente del nudo cotiledonar, y con la ayuda de un bisturí se realizó un corte longitudinal al eje embrionario que quedo inserto en uno de los cotiledones; para dejar expuesta la parte interna que comprende la plúmula, radícula y el hipocotilo llamado también “centro”, finalmente se evaluaron los cotiledones y el eje embrionario acondicionados.

Para la caracterización de los niveles de viabilidad en las pruebas de TT e IC, además de considerar la importancia de las partes de la semilla, se tomó como referencia una representación y descripción de semillas viables y no viables para semillas de *Gleditschia amorphoides* (Caesalpinia) de una prueba con TT (Fogaça et al., 2006) y la descripción de categorías de viabilidad con TT e IC en semillas de *Pinus Pinea* (Benito L., et al., 2004) , para realizar finalmente una nueva clasificación de viabilidad para la especie en estudio.

3.4.10.4 Porcentaje de Semillas Viables

Para la determinación del porcentaje de semillas viables para ambos test se tiene la siguiente relación:

$$\text{Semillas viables (\%)} = \frac{\text{N}^\circ \text{ embriones vivos} \times 100}{\text{N}^\circ \text{ Total de semillas}}$$

3.4.10.5 Expresión de resultados

El porcentaje se redondeó al número entero más cercano, redondeando como sigue: xx.0 y xx.25 se redondean a xx; xx.50 y xx.75, se redondean a xx+1 (Martínez, L. 2007).

3.4.10.6 Tolerancias admitidas

Las tolerancias máximas admitidas se realizan en ambos ensayos de viabilidad (Instituto nacional de semillas y plantas de vivero, 1976).

3.4.11 Cuantificación de goma

3.411.1 Métodos

La cuantificación de goma fue mediante dos métodos, uno mediante la solubilización de la goma en agua, denominado Método gravimétrico (Guzmán D., 2009); y el otro que se desarrolló durante la investigación presente, por la extracción del endospermo (goma) en forma de hojuelas, de las semillas acondicionadas a partir de las pruebas de viabilidad, denominándose Método de Hojuelas; generándose como propuesta de cuantificación de goma. A continuación en la Figura 25 se esquematiza el procedimiento de ambos métodos de cuantificación de goma.

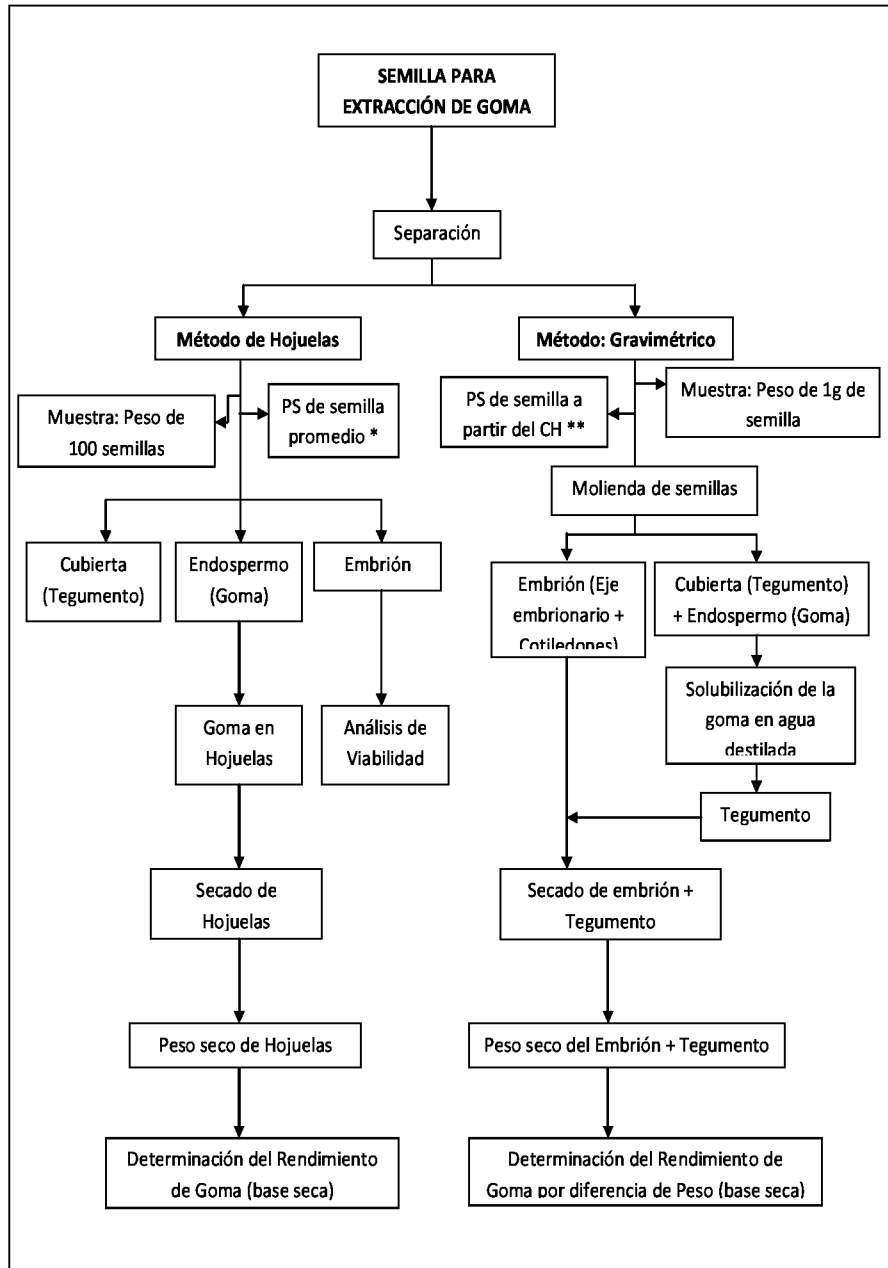


Figura 25 Esquematación de los dos métodos utilizados para la cuantificación de goma en la semilla

(*, **) Los procedimientos de obtención del peso seco de la semilla para cada método se observan en el punto 3.4.11.2

3.4.11.2 Determinación de Goma

- Método de Hojuelas (Propuesta)

Determinación del Peso seco de la semilla (base seca) para el Método de hojuelas (*)

$$P_s \text{ por semilla} \times 100 \text{ semillas del ensayo} = P_s \text{ 100 semillas promedio}$$

Donde:

P_s 100 sem prom: Peso seco promedio de 100 semillas del ensayo de viabilidad (g)

Determinación del Rendimiento de Goma

$$\text{Rendimiento (\%)} = \frac{\text{Gsh}}{P_s \text{ 100 sem prom}^*} \times 100$$

Donde:

Gsh: Goma seca en hojuela (g)

R: Rendimiento obtenido en base seca (%)

- Método Gravimétrico

Determinación del Contenido de humedad en base húmeda

$$CH_{bh} = \frac{(Ph - Ps)}{Ph} \times 100$$

Donde:

Ph: Peso húmedo de semilla (g)

Ps: Peso seco de semilla (g)

CH_{bh} : Contenido de humedad en base húmeda (%)

Determinación del Peso seco de la semilla (base seca) para el Método gravimétrico (**)

$$P \text{ sem}_{bs} = Ph \times [1 - (CH_{bh}/100)]$$

Donde:

$P \text{ sem}_{bs}$: Peso de semilla en base seca (g)

Determinación del Rendimiento de Goma

$$G_{ss} = P_{sem_{bs}} - (P_e + P_t)$$

$$\text{Rendimiento (\%)} = \frac{(G_{ss})}{P_{sem_{bs}}} \times 100$$

Donde:

G_{ss}: Goma solubilizada en base seca (g)

P_{sem_{bs}}: Peso de semilla en base seca (g)

P_e: Peso seco del embrión (g)

P_t: Peso seco del tegumento (g)

R: Rendimiento obtenido en base seca (%)

3.4.12 Cuantificación de taninos

3.4.12.1 Método

Se cuantificó mediante el método cuantitativo del Permanganato, adaptado del Método de la A.O.A.C. Edición 14-1984)

3.4.12.2 Determinación de Taninos

Preparación de las soluciones

Solución de Permanganato de Potasio (KMnO₄)= 3.1610 g (KMnO₄) + 1 L (H₂O)

Solución Índigo = 6 g (IC) + 500 ml (H₂O) + 50 ml (H₂SO₄) + 450 ml (H₂O)

Preparación de extracto

Se extrajo 2g de muestra (molienda de vaina de tara sin semilla, sin tamizar), a la vez se peso 1g aproximadamente de muestra para determinar el contenido de humedad y poder hallar el peso seco de la muestra. A continuación se colocaron 2g de muestra en un matraz de 250 ml, se adicionó 200 ml de agua y se procedió a hervir la muestra por 4 horas en la plancha eléctrica a 150°C. Después de este tiempo, se filtro con ayuda de una bomba eléctrica y se colocó el extracto en una fiola de 200 ml para diluirlo hasta 200 ml (Figura 26).

Análisis del extracto

Del extracto preparado se extrajo 1 ml (alícuota) y se colocó en un matraz de 250 ml. Se adicionó 5 ml de índigo carmín y 200 ml de agua destilada, luego para homogenizar la solución se utilizó un agitador eléctrico con un imán recubierto que se colocó al interior del matraz con la solución para lograr una agitación rápida y uniforme. Titulándose con la solución de permanganato de potasio (KMnO_4), hasta que la solución azul se desvanece a un verde claro. A continuación, se siguió agregando, gota a gota hasta que cambie de color verde claro a amarillo dorado (Figura 26). Registrándose este gasto de permanganato en ml.

Se realizó también una titulación en blanco con 5 ml de índigo carmín solo, en 200 ml de agua, hasta obtener las coloraciones deseadas (Figura 26). Registrándose el gasto del permanganato en ml.

Calculo de Resultados

La determinación del contenido de taninos se realiza mediante la siguiente relación:

$$4.2 \text{ mg. De Taninos} = 1\text{ml (0.1 N) de permanganato de potasio}$$

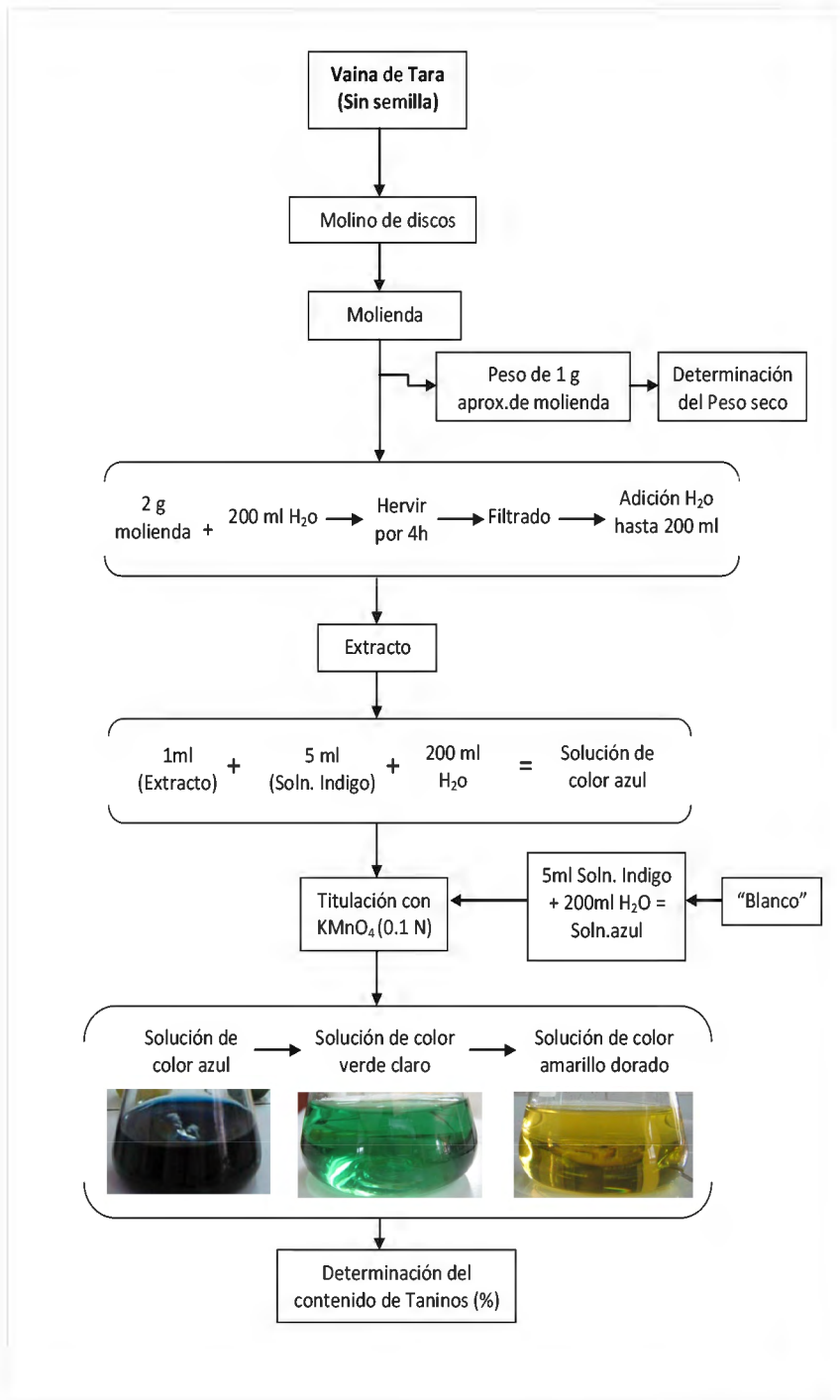


Figura 26 Esquematación del método del permanganato para la cuantificación de taninos de la vaina

3.4.13 Diseño y análisis estadísticos

El diseño aplicado en el presente estudio fue completamente al azar (DCA); posteriormente los datos fueron evaluados estadísticamente mediante análisis de correlación y regresión lineal. Utilizándose hojas de cálculo de Excel y el Software de Minitab.

3.4.13.1 Correlación del porcentaje de germinación versus las pruebas de viabilidad

Para comparar los resultados obtenidos del ensayo de germinación con los resultados de las pruebas de viabilidad con tetrazolio e índigo carmín se realizó un análisis de correlación para ambos, en el cual las variables fueron las siguientes:

Correlación 1

Variable X: Porcentaje de semillas viables obtenido del test con tetrazolio (%TT)

Variable Y: Porcentaje de semillas germinadas (% Germinación)

Correlación 2

Variable X: Porcentaje de semillas viables obtenido del test con el índigo carmín (%IC)

Variable Y: Porcentaje de semillas germinadas (% Germinación)

3.4.13.2 Estimación del contenido de goma y taninos al aplicar las pruebas de viabilidad

Para comprobar si el porcentaje de semillas viables de cada prueba de viabilidad puede ser un indicador del contenido de goma en la semilla, y de taninos en las vainas, en cada estadio de maduración del fruto evaluado; se procedió a realizar los siguientes análisis de correlación con las siguientes variables:

Correlación 3

Variable X: Porcentaje de semillas viables obtenido del test con tetrazolio (% TT)

Variable Y: Porcentaje del contenido de goma de la semilla (% Goma)

Correlación 4

Variable X: Porcentaje de semillas viables obtenido del test con índigo carmín (%IC)

Variable Y: Porcentaje del contenido de goma de la semilla (% Goma)

Correlación 5

Variable X: Porcentaje de semillas viables obtenido del test con tetrazolio (% TT)

Variable Y: Porcentaje del contenido de taninos en la vaina (% Taninos)

Correlación 6

Variable X: Porcentaje de semillas viables obtenido del test con índigo carmín (%IC)

Variable Y: Porcentaje del contenido de taninos en la vaina (% Taninos)

3.4.13.3 Estimación del contenido de goma y taninos al aplicar un ensayo de germinación o con el conocimiento del tiempo de vida del fruto

Se realizó con la finalidad de probar si el contenido de goma y taninos puede ser estimado con un ensayo de germinación, a razón de que no se tengan los reactivos necesarios para aplicar una prueba de viabilidad. Por otro lado, con el tiempo de vida del fruto se realizó a fin de estimar en forma práctica el contenido de goma y taninos, según la identificación de las características del fruto en campo.

Correlación 7

Variable X: Porcentaje de semillas germinadas obtenido del ensayo de germinación (% Germ.)

Variable Y: Porcentaje del contenido de goma de la semilla (% Goma)

Correlación 8

Variable X: Tiempo de vida del fruto (meses)

Variable Y: Porcentaje del contenido de goma de la semilla (% Goma)

Correlación 9

Variable X: Porcentaje de semillas germinadas obtenido del ensayo de germinación (% Germ.)

Variable Y: Porcentaje del contenido de taninos en la vaina (% Taninos)

Correlación 10

Variable X: Tiempo de vida del fruto (meses)

Variable Y: Porcentaje del contenido de taninos en la vaina (% Taninos)

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 CARACTERÍSTICAS GENERALES Y PROMEDIO DE LOS 64 ÁRBOLES

La Figura 27 muestra las mediciones correspondiente de cada árbol de cada muestra N1 y N2 (datos originales ver anexo 4). Mientras que el Cuadro 13 muestra los valores mínimos y máximos de las características generales de los 64 árboles en total evaluados.

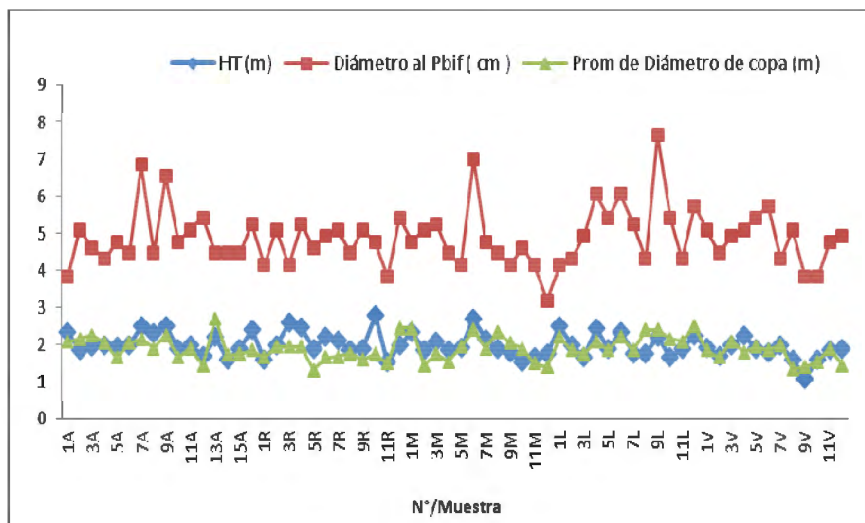


Figura 27 Características de los 64 árboles del muestreo

A: Árbol con rafia azul, M: Árbol con rafia amarilla, R: Árbol con rafia roja, L: Árbol con rafia verde limón y V: Árbol con rafia verde oscuro.

Cuadro 13 Valores mínimos y máximos de los 64 árboles de la plantación de tara de 3 años.

Altura total (HT)	= 1,10-2,80 m.
Diámetro de copa (D copa)	= 1,30-2,70 m.
Diámetro al punto de bifurcación (D pbif)	= 3,2-7,6 cm
Longitud del fruto entre el estadio 1y 4	= 5-9 cm (de 5-7 semillas por vaina)

4.2 ESTADO FENOLÓGICO DE LA PLANTACIÓN

El inicio de la floración fue en el mes de agosto, mientras que las evaluaciones fenológicas se realizaron a partir del mes de setiembre del año 2010.

4.2.1 Floración y Fructificación inicial

La floración avanzada (representada por flores amarillas), floración por terminar o terminada (representada por flores de color rojo claro y oscuro respectivamente), y botones florales presentan una menor presencia en la primera evaluación (6-10%), con respecto a los frutos verdes menores a 5 cm., con un porcentaje de 27%. Sin embargo las observaciones fenológicas de floración disminuyen conforme el avance de las evaluaciones; a consecuencia de los cambios eminentes debido a la polinización y fecundación de las flores, para formar luego el fruto (Figura 28). Y con respecto a la observación de frutos apareciendo menores a 5 cm. (frutos planos), muestra también una disminución debido a que pasa a otros estadios de maduración.

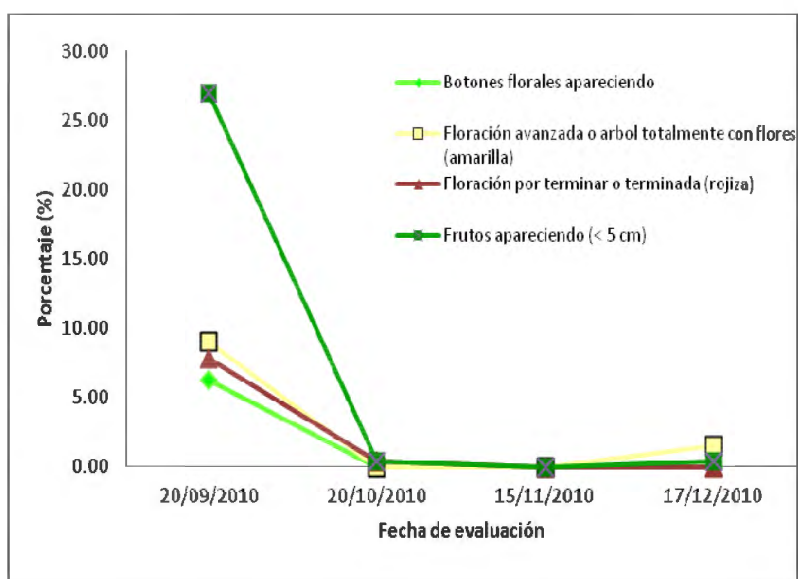


Figura 28 Porcentaje de floración y fructificación inicial por cada fecha evaluada

4.2.2 Fructificación de los cuatro estadios de maduración del fruto

Con respecto a la fructificación con una longitud de 5-9 cm (frutos no planos), correspondiente al tamaño final del fruto al momento de la cosecha, se identificó cuatro estadios de maduración (por los cambios de tonalidad del fruto).

Como se muestra en la Figura 29, en la primera evaluación se registró gran cantidad de frutos verdes (5-9cm), y conforme las evaluaciones siguientes estos fueron madurando para pasar a otros estadios de maduración. Para la segunda evaluación los frutos verdes fueron madurando y por ende cambiando de tonalidad, a un color fucsia, teniendo estos últimos un aumento de presencia con respecto a la evaluación anterior (de 0 a 24,6%); mientras que la fructificación siguiente a ésta última, representada por frutos de color naranja, su presencia fue pequeña.

Para la tercera evaluación los frutos verdes y fucsias van disminuyendo porque continúa su maduración, y los frutos naranjas van en aumento junto con la aparición del último estadio representados por frutos de color rojo intenso, observados en el suelo y no en planta; indicando la cosecha final de estos.

Para la cuarta evaluación los frutos de color rojo intenso alcanza su mayor presencia (cerca del 60%), seguido de los frutos de coloración naranja con alrededor del 30%.

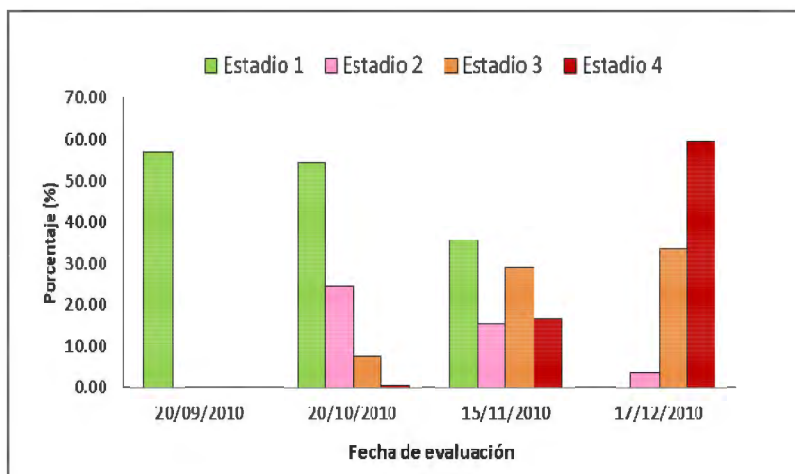


Figura 29 Porcentaje de los cuatro estadios de maduración, por fecha de evaluación.

4.3 CARACTERÍSTICAS DEL FRUTO DE LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN EVALUADOS

La longitud de los frutos evaluados del estadio 1 al 4 varía de 5-9 cm. en promedio y tiene de 5 a 7 semillas. Del estadio 2 al 4 los frutos deben presentar un sonido característico de semillas sueltas en las vainas. A continuación se describe otras características de los frutos recolectados, y su codificación de color (Figura 30) de acuerdo a la tabla Munsell para tejidos de plantas (Munsell, A.H., 1977).

Estadio 1: La vaina es de color verde claro en ambas caras, cuya coordenada de color es de 7,5 GY (8/8/). En cuestión a su espesor es aproximadamente entre 0,7-1,0 cm y nunca frutos planos, demostrando así la mayor maduración de ésta con respecto a una vaina plana.

Estadio 2: La vaina es de color fucsia en la parte expuesta a la luz con algunas zonas de color mostaza, mientras que en la otra cara de la vaina correspondiente a la no expuesta debe ser de color mostaza y no de color verde, demostrando así su mayor maduración y disminución del contenido de humedad del fruto. Las coordenadas atribuidas para éste estadio pueden ser dos: 2.5 R (7/8/) y 5 R (5/8/).

Estadio 3: La vaina es de color naranja en ambas caras en su mayoría, o sino solo en su parte expuesta y la no expuesta de color mostaza. Las coordenadas para éste estadio pueden ser dos: 5 YR (7/6/) y 5 YR (5/8/).

Estadio 4: La vaina es de color rojo intenso u oscuro, en un lado o en ambos; y este debe encontrarse en el suelo, o caer de la planta con un suave movimiento. Las coordenadas para este estadio pueden ser dos: 10 R (4/10/) y 5 YR (4/8/).



Figura 30 Estadios de maduración del fruto y sus coordenadas de color.

4.4 TIEMPO DE VIDA DEL FRUTO

El tiempo de vida del fruto está referido al tiempo que demora en caerse de la planta, desde la identificación de las características del estadio 1 (fruto verde), hasta no observar el fruto en el racimo. Además se obtuvo la duración aproximada de un estadio de maduración a otro. En la Figura 31 se presenta la duración aproximada de cada estadio, habiendo identificado claramente el primer estadio correspondiente al fruto verde; encontrándose que el cambio de maduración de un estadio a otro es de un mes aproximadamente.

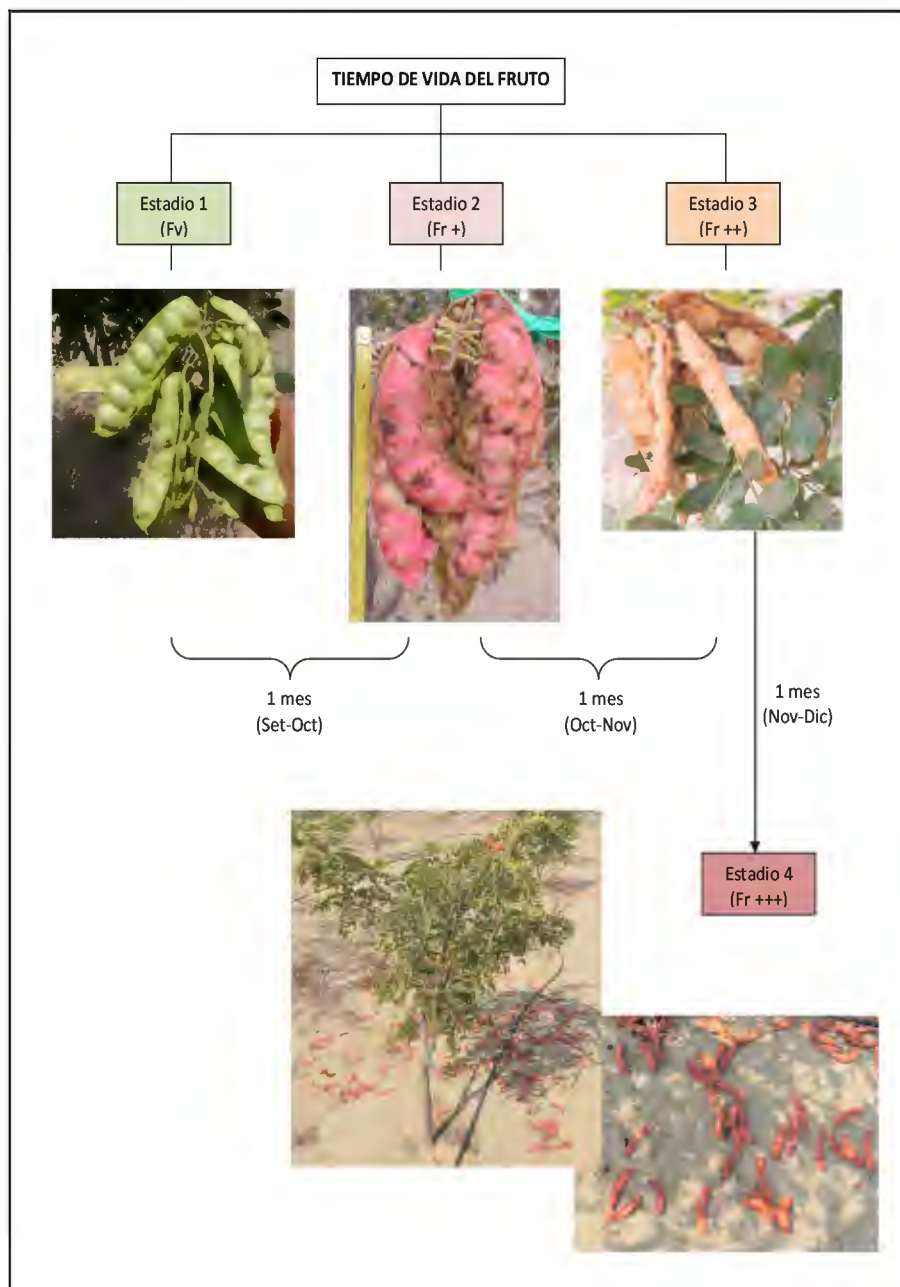


Figura 31 Tiempo de vida del fruto hasta llegar a la cosecha final

4.5 PESO SECO DEL FRUTO Y DE LA SEMILLA

4.5.1 Peso seco de la semilla

Del estadio 1 al 2 se da una etapa de acumulación de reservas en el embrión y en el endospermo (Figura 32). Esta acumulación de reservas tiene su origen en los carbohidratos producidos por la fotosíntesis en las hojas y que son translocados tanto al fruto como a la semilla, en forma de carbohidratos, grasas y proteínas (Hartmann, 1995). Demostrándose, al momento de evaluar embriones en el estadio 1 (pruebas de viabilidad), donde el embrión principalmente los cotiledones resultaron ser más delgados, que en los estadios 2, 3 y 4, por lo que se demuestra que la acumulación de reservas es inminente en los cotiledones.

Luego del estadio 2 hay una estabilización del peso seco de la semilla, como consecuencia de su independencia del fruto, por la ruptura del hilio que une la semilla y el fruto, representándose por el sonido de semillas sueltas al agitar las vainas.

Además con respecto al endospermo, también terminó su acumulación de reservas en el estadio 2, como consecuencia de la independencia de la semilla del fruto, por lo que se considera que es a partir de este estadio en adelante, que el embrión consume parte del endospermo (goma) para continuar la acumulación de sus reservas según las disminuciones ligeras a partir del estadio 2 hasta llegar al estadio 4 (ver en el punto 4.9.1).

4.5.2 Peso seco del fruto

El peso seco del fruto sigue una tendencia ascendente (Figura 32) por la acumulación de materiales de reserva; siendo mayor del estadio 1 al 3, mientras que del 3 al 4 hay un aumento ligero en su peso seco. Luego con respecto al peso seco del fruto sin semilla (vaina) del estadio 1 al 2 se observa poca variación en su peso, mientras que a partir del estadio 2 al 4 hay un mayor aumento.

Además de lo expuesto la maduración trae consigo la deshidratación de los tejidos del fruto, cambios del color del mismo y de las cubiertas seminales de las semillas. Siendo la disminución del contenido de humedad de la semilla un control interno para impedir la germinación en planta, y además que endurece su cubierta seminal (tegumento) haciéndola

impermeable (Imposición del letargo o dormancia), controlando así la absorción de agua y gases principalmente (Hartmann, 1995).

Con respecto a la proporción de peso seco de la semilla en el fruto, se tiene que en el estadio 1 la proporción es de 25-35% del fruto, y para los estadios 2, 3 y 4 es en promedio de 35-48% aproximadamente.

Por último en el estadio 4 se evaluó la proporción del embrión, endospermo (goma) y tegumento de la semilla (Ver anexo 8), obteniéndose que la proporción promedio del embrión en una semilla de tara de esta plantación es de 35%, el endospermo ocupa un 27% y el tegumento un 38%, lo que suma un 100% correspondiente a la semilla total, evidenciándose cercana semejanza a la Figura 23 de Villanueva (2007).

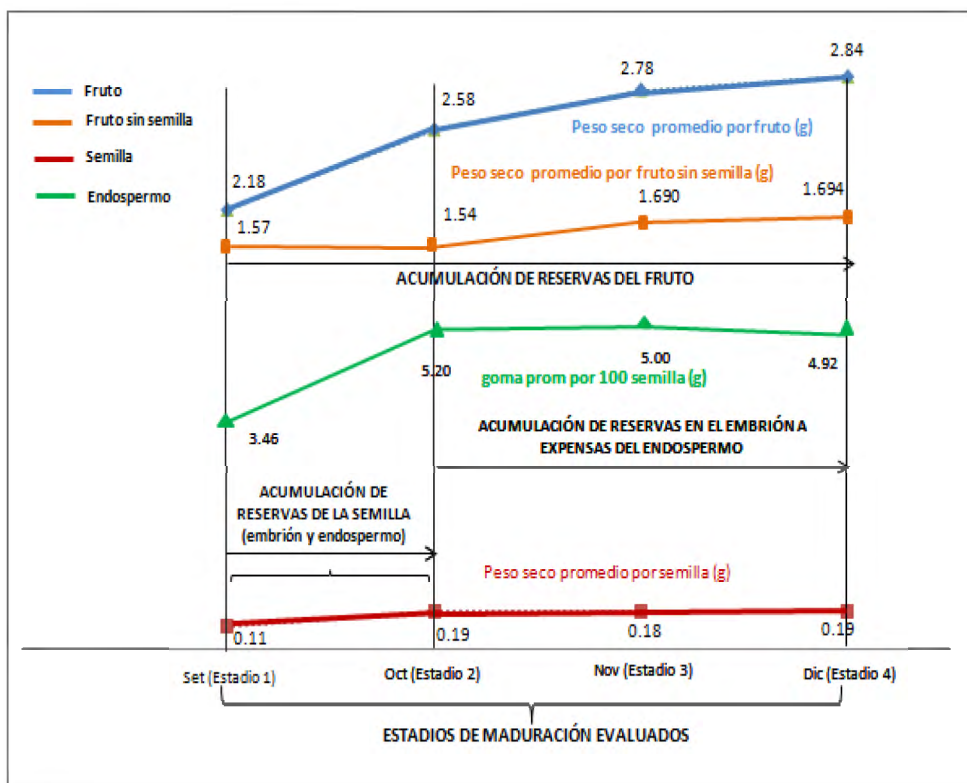


Figura 32 Comportamiento del peso seco del fruto, semilla y endospermo en cada estadio de maduración del fruto

4.6 DETERMINACIÓN DEL NÚMERO DE SEMILLAS Y FRUTOS POR KILOGRAMO SEGÚN CONDICIÓN DE HUMEDAD

En el Cuadro 14 y 15 se observa que el número de semillas y frutos húmedos por kilogramo en el estadio 1 son menores que en los demás estadios 2, 3 ó 4; debido al mayor contenido de humedad. Sin embargo los contenidos de humedad registrados del fruto pueden ser mayores debido a su traslado de la plantación ubicada en Lambayeque- Jayanca hasta la Universidad Agraria La Molina para su procesamiento; principalmente en el estadio 1 por ser fruto verde.

Por otro lado se observa el número de semillas y frutos secos por kilogramo, después de colocarlos en estufa para determinar su peso seco (necesario para los cálculos de cuantificación de goma y taninos, respectivamente), obteniéndose que los pesos de la semilla y fruto en el estadio 1 son menores con respecto a los demás estadios, por la interrupción de la acumulación de reservas por parte de la planta (que termina en el estadio 2 para la semilla, y que continúa para el fruto) por su recolección, dando consecuentemente un mayor número de semillas y frutos secos por kilogramo. Siguiendo con los estadios 2, 3 y 4 se observa que para obtener un kilogramo de semilla o fruto hay cercana semejanza del número en sus valores para cada uno.

Cuadro 14 Determinación del número de semillas por kilogramo, según su condición de humedad

Estadio	Contenido de humedad promedio (%)	Peso húmedo x semilla (g)	Peso seco x semilla (g)	Nº semillas húmedas /Kg.	Nº semillas secas /Kg.
1	64,82	0,47	0,11	2111	9227
2	10,38	0,21	0,19	4768	5351
3	8,20	0,22	0,18	4559	5509
4	4,83	0,21	0,19	4852	5367

Cuadro 15 Determinación del número de frutos por kilogramo, según su condición de humedad

Estadio	Contenido de humedad promedio (%)	Peso húmedo x fruto (g)	Peso seco x fruto (g)	Nº frutos húmedos /Kg.	Nº frutos secos /Kg.
1	49,10	4,33	2,18	231	459
2	9,86	2,87	2,58	348	388
3	10,25	3,05	2,78	328	360
4	7,25	3,07	2,84	326	352

4.7 DESCRIPCIÓN DE LA SEMILLA

La semilla de tara (*Caesalpinia spinosa*) es completa porque tiene las tres partes fundamentales (tegumento, endospermo y embrión) (Villanueva, 2007).

Su tegumento posee dos capas, una externa (testa) conformada por macroesclereidas, característica de las leguminosas; y una interna (tegmen). El embrión está conformado por el eje embrionario y los cotiledones, donde el eje embrionario a la vez está conformado por la radícula, hipocotilo y la plúmula (Figura 33). La plúmula en su origen son bipinnadas y al desarrollar forman los protófilos (hojas primarias) de la joven planta. La especie al ser dicotiledónea, posee dos cotiledones (excepcionalmente hasta tres, ver anexo 14 y 15) oblongos, aplanados, y en la superficie interna presenta nervaduras (Figura 33); ambos cotiledones encierran al eje embrionario, y la radícula sobresale en uno de los bordes externos (Flores, M. 2010).

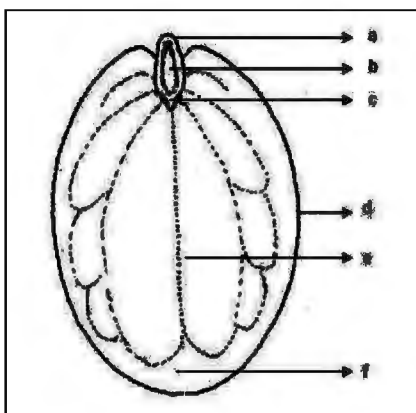


Figura 33 Estructura del embrión de la tara

(a-c) Eje hipocotilo radicular (Eje embrionario); (a) radícula; (b) hipocotilo (cilindro central o centro); (c) plúmula; (d) cotiledón; (e) nervaduras del cotiledón; (f) región distal del cotiledón.

4.8 ENSAYOS DE GERMINACIÓN Y VIABILIDAD

Los ensayos de germinación y viabilidad fueron realizados en los cuatro estadios de maduración del fruto como se muestra en la Figura 34. Donde la viabilidad fue hallada después de recolectado el fruto, es decir que se determinó el potencial de semillas a germinar en cada mes evaluado, correspondiente a las características del fruto de un estadio determinado.

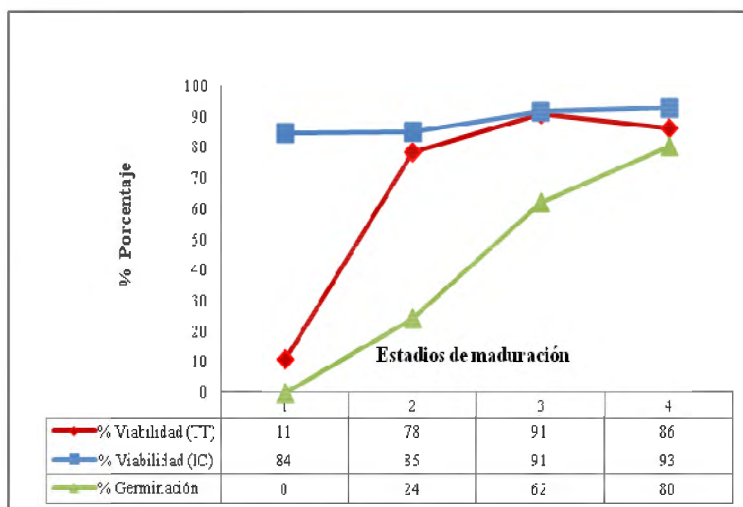


Figura 34 Porcentajes de germinación y viabilidad (tetrazolío e índigo carmín) para cada estadio de maduración del fruto

4.8.1 Ensayo de germinación

En el ensayo de germinación los porcentajes anteriores al estadio 4 y principalmente en los estadios 1 y 2 (etapa de acumulación de reservas por parte de la planta), fueron bajos lo cual reafirma lo mencionado por Hartmann, (1995) que el proceso de desarrollo y acumulación de reservas debe efectuarse de manera apropiada y llegar a un grado mínimo de completamiento para la obtención de semillas de alta calidad.

Con respecto al estadio 4, se obtuvo un porcentaje de germinación de 80%, siendo este más próximo al de las pruebas de viabilidad (TT con 86%, IC con 93%) (Figura 34), resultando ser este estadio donde la semilla alcanza el máximo poder germinativo. El cual fue denominado como punto de maduración fisiológica, lo que posibilita que las semillas cosechadas sean las de máxima calidad (Bergemann, et al., 1993).

Por lo expuesto, para realizar las correlaciones entre el ensayo de germinación y las pruebas de viabilidad, se consideró los valores del estadio 4 (Cuadro 16), de ambos ensayos por su proximidad con el ensayo de germinación.

Cuadro 16 Resultados del ensayo de germinación y las pruebas de viabilidad para el cuarto estadio

Muestra	Ensayo		
	% Semillas viables (Tetrazolio)	% Semillas viables (Índigo carmín)	% Semillas germinadas (Germinación)
N1	84	90	92
N1	86	91	76
N2	87	92	84
N2	87	97	68
Promedio	86	93	80

4.8.2 Pruebas de viabilidad

El acondicionamiento de la semilla para las pruebas de viabilidad: en el estadio 1 la semilla no fue remojada, debido a su facilidad en la extracción del embrión por poseer tegumento blando aun no impermeable, y además por su alto contenido de humedad (en promedio 65%, ver Anexo 18). Sin embargo para los demás estadios fue necesario su remojo en agua; es así que para el estadio 2 las semillas fueron remojadas por 29 horas, para el estadio 3 por 36 horas y finalmente para el estadio 4 por 48 horas, esto a consecuencia del endurecimiento de la cubierta seminal y la disminución de humedad con respecto al estadio de maduración (Anexo 18).

El agua absorbida por la semilla (estadio 2, 3 y 4), o el agua contenida en la semilla (estadio 1), facilitan la introducción del reactivo y se logra la correspondiente tinción del embrión según su estado.

Prueba de viabilidad con Tetrazolio

Los porcentajes obtenidos en el estadio 1 mostraron un 11% de semillas viables, a pesar que la germinación fue nula, del mismo modo ocurre con el estadio 2 (tetrazolio con 78% y germinación con 24%); posiblemente a que las condiciones del ensayo de germinación no fueron las apropiadas, y se debieron someter a las semillas a condiciones más asépticas, ó la concentración de tetrazolio, temperatura o exposición de horas pudieron no haber sido las apropiadas en el estadio 1, ya que los valores hallados con la prueba del IC fue alta (84% de semillas viables), lo que no ocurre con los estadios 2, 3 y 4, en las cuales los valores de la pruebas con TT e IC se aproximaron; o por último contrario a las dos posibilidades anteriores la coloración verde de la semilla (estadio1) no haya permitido la diferenciación

adecuada de la tinción azul (test del índigo carmín), considerándose viables a semillas no viables y por ello los valores altos de viabilidad.

Siguiendo con los estadios 2 y 3, los porcentajes tan altos obtenidos de la prueba con TT (78% y 90% respectivamente), con respecto al ensayo de germinación (24% y 62% respectivamente); podrían ser explicados por la limitación que tiene la prueba del TT al no establecer diferencia entre semillas latentes y no latentes.

Y por esta razón que mayormente en semillas con latencia profunda, los porcentajes obtenidos en la prueba con tetrazol son considerablemente mayores que los porcentajes de la prueba de germinación (Delouche, et al., 1971).

En este caso podría haberse dado un tipo de latencia fisiológica no de la cubierta (ya que la semilla fue sometida a un pequeño corte mecánico), pero sí del tejido nutritivo (endospermo) que podría estar actuando como barrera pasiva a la difusión de gases, por estar en contacto directo con el embrión, restringiendo su respiración (Camacho F., 1994). Ampliando un poco más desde el punto de vista de exceso de humedad por tener en su composición galactomananos, los cuales tienen la capacidad de retención de agua (Ferreira, et al., 2007), hayan influenciado en un exceso de humedad provocando decrecimiento en la germinación, ya que estaría impidiendo el paso de oxígeno y reduce todo el proceso metabólico resultante (Bergemann, et al., 1993).

Prueba de viabilidad con Índigo carmín

La prueba con IC tiene la ventaja de incorporar un mayor grado de seguridad al analizar los embriones, ya que su mecanismo de acción consiste en depositarse exclusivamente sobre los tejidos muertos, mediante la precipitación del reactivo, tiñéndolos de color azul. Por consiguiente esta coloración ofrece realizar una rápida evaluación y determinación si la semilla es viable o no; según la localización y grado de tinción en el embrión.

Finalmente para ambas pruebas de viabilidad, las semillas fueron clasificadas en seis patrones de tinción, los dos primeros corresponden al de semillas viables, y las restantes a semillas no viables como se muestra a continuación.

Descripción general de los patrones de tinción obtenidos en la prueba de viabilidad con tetrazolio para la tara:

Clase 1: Viable.- Embriones con coloración rosa uniforme o poco variable, y todos los tejidos con aspecto normal y firme.

Clase 2: Viable.- Embriones con coloración rosa y menos del 50% con coloración rojo intenso, sin proximidad al eje embrionario.

Clase 3: No Viable.- Embriones que presentan región cotiledonar con más del 50 % con coloración rojo intenso o blanco lechoso muy próximo al eje embrionario, caracterizando tejido en deterioro o muerto respectivamente.

Clase 4: No Viable.- Embriones con coloración rosa y/o rojo intenso, con severas deformaciones y tejido flácido.

Clase 5: No Viable.- Eje embrionario o parte de éste con coloración blanco lechoso, y/o más del 50% de la región cotiledonar con coloración blanco lechoso próximo al eje, indicando tejido muerto.

Clase 6: No Viable.- Eje embrionario o parte de éste con coloración rojo intenso, indicando grave proceso de deterioro. Embriones completamente con coloración rojo intenso o blanco lechoso, caracterizando tejido en deterioro o muerto respectivamente.

Descripción general de los patrones de tinción obtenidos en la prueba de viabilidad índigo carmín para la tara:

Clase 1: Viable.- Embriones completamente amarillos y todos los tejidos con aspecto normal y firme.

Clase 2: Viable.- Embriones con los bordes de los cotiledones de color azul y/o manchas de color azul (<50%) de la región cotiledonar, y todos los tejidos con aspecto normal y firme.

Clase 3: No Viable.- Embriones con parte del eje embrionario de color azul, o embriones que presentan grandes zonas de color azul (<50%), muy cerca próximo al eje embrionario, indicando tejido muerto.

Clase 4: No Viable.- Embriones con más del 50% de la región cotiledonar con coloración azul, y/o afectando el eje embrionario.

Clase 5: No Viable.- Embriones con severas deformaciones, pudiendo o no tener coloración azul.

Clase 6: No Viable.- Embriones con cotiledones completamente de color azul, típico de tejido muerto, pudiendo o no presentar el eje embrionario teñido.

En los anexos 12 y 13 se presentan algunos ejemplos de tinción de embriones encontrados para las diferentes clases de viabilidad.

4.9 CONTENIDO DE GOMA EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN

4.9.1 Comportamiento del contenido de goma en la semilla en los cuatro estadios de maduración

Para conocer el comportamiento del contenido de goma (endospermo) en la semilla durante los cuatro estadios de maduración evaluados, se obtuvo el peso seco promedio de goma de 100 semillas, a partir del método de hojuelas para las pruebas de viabilidad (Cuadro 17). Tomándose en cuenta este método porque en su muestra por repetición considera mayor número de semillas que el método gravimétrico, lo que conlleva a una mayor representatividad.

Cuadro 17 Contenidos de goma promedio en 100 semillas por el método de Hojuelas

Estadio	Peso promedio de goma de 100 semillas (g)	
	Muestra N1	Muestra N2
1	3,46	3,68
2	5,20	5,16
3	5,00	5,09
4	4,92	5,35

De los valores obtenidos en el Cuadro 17 se identificó que del estadio 1 al 2, el contenido de goma en la semilla aumenta (en ambas muestras N1 y N2), es decir la acumulación de goma continuó hasta el estadio 2; considerándose este último como el punto máximo del contenido de goma. Mientras que para los estadios 3 y 4 los valores (Muestra N1) decrecen, posiblemente porque el embrión continúa su acumulación de reservas a expensas del tejido nutritivo del endospermo, ya que la semilla no tiene la disposición de alimento de la planta a consecuencia de su independencia a partir del estadio 2, ocasionando pequeñas disminuciones.

Además se comprueba con el comportamiento de aumento del estadio 1 al 2, con cantidades parecidas en ambas muestras, que los árboles de alguna manera equilibran el destino de los fotosintatos (fotoasimilados) a otras rutas (ver punto 3.4.1) después de extraer fruto en la muestra N1.

Por otro lado el bajo valor del contenido de goma en el estadio 1 en ambas muestras N1 y N2, se da como consecuencia del corte del paso de nutrientes de la planta al fruto para la acumulación de la goma, mientras que si no se recolectara el fruto en un mes más aproximadamente, llegando al estadio 2; la planta seguiría su proceso normal de acumulación de reservas en el endospermo, como lo demuestran los mayores contenidos de goma en el estadio 2.

4.9.2 Cuantificación de goma por el método de Hojuelas y Gravimétrico (en porcentaje)

Según los resultados obtenidos en la cuantificación de goma por ambos métodos y muestras (Cuadro 18), se observa un mayor rendimiento en el estadio 1, sin embargo este valor no significa que hay mayor contenido de goma, sino por el contrario hay un menor contenido, como se vio anteriormente en el Cuadro 17, por lo que este mayor rendimiento se da porque los métodos de cuantificación están basados en la determinación de goma seca sobre el peso seco de la semilla y no considerando el número de semillas que contiene este peso seco. Por lo tanto si ponemos como ejemplo un kilogramo de semilla seca en estadio 1, el número de semillas será mayor (Cuadro 14), ya que la semilla por unidad pesa menos (0,11 g) que en los estadio 2, 3 ó 4 (0.19 g, 0.18 g, 0.19 g respectivamente); siendo este mayor número de semillas en el estadio 1, lo que conlleva a obtener un mayor rendimiento de goma.

Es por ello que la interpretación de estos contenidos de goma (en base seca), expresados en porcentaje, debe ser cuidadosa de acuerdo al objetivo; ya que son como normalmente se expresan.

Cuadro 18 Porcentaje de goma promedio para cada método de extracción y tipo de muestras N1 y N2

ESTADIO	Método de Hojuelas		Método Gravimétrico	
	Muestra N1	Muestra N2	Muestra N1	Muestra N2
1	31,96	33,95	37,92	40,04
2	26,41	29,20	34,17	32,13
3	27,14	28,47	29,07	31,24
4	26,44	28,64	29,24	31,08

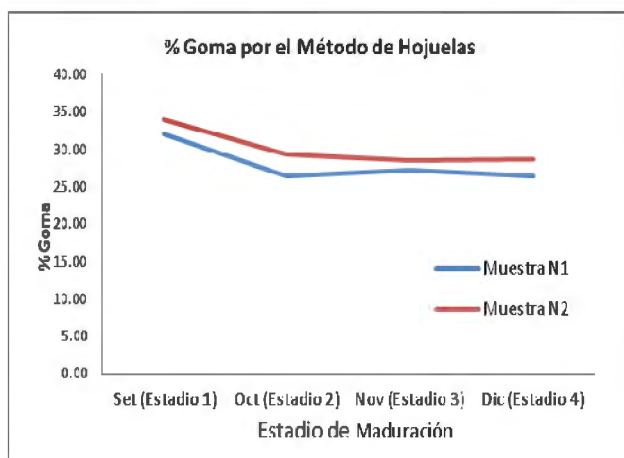


Figura 35 Porcentaje de goma promedio por el Método de Hojuelas en cada estadio de maduración del fruto

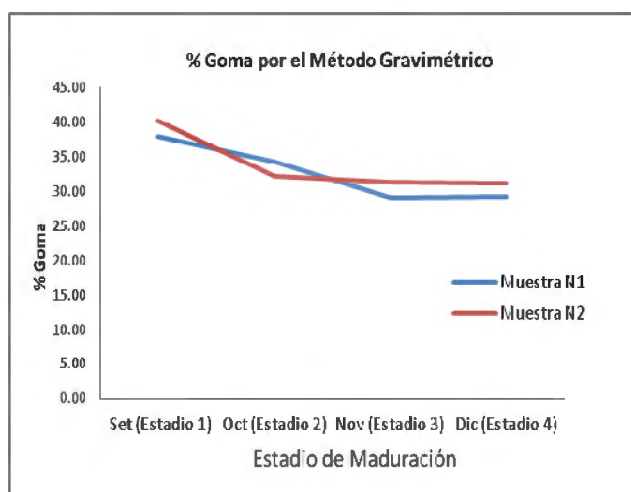


Figura 36 Porcentaje de goma promedio por el Método Gravimétrico en cada estadio de maduración del fruto.

A continuación, observando los porcentajes de cada muestra para ambos métodos de cuantificación de goma (Cuadro 18), se evidencia un mismo patrón de disminución (Figura 35 y 36); por consiguiente se procedió a obtener un promedio entre las muestras N1 y N2 para cada método en cada estadio de maduración del fruto (Cuadro 19), para lograr una mayor representatividad de la variabilidad de los individuos. Por otro lado los valores altos en la muestra N2 en ambos métodos puede atribuírsele además de la variabilidad de las semillas, a la variabilidad de cada grupo de árboles evaluados u otras circunstancias ajenas a la investigación.

Cuadro 19 Porcentaje de goma a partir del promedio de N1 y N2 para ambos métodos de extracción

ESTADIO	% Goma	
	Método de Hojuelas	Método Gravimétrico
1	32,96	38,98
2	27,80	33,15
3	27,81	30,15
4	27,54	30,16

4.9.3 Elección del Método de cuantificación de goma para su correlación con las pruebas de Viabilidad, adicionalmente con el ensayo de germinación y tiempo de vida del fruto

Según el análisis del contenido de goma realizado el 30/07/2010 dio como resultado el valor de 28.00% por el método gravimétrico, donde la muestra a analizar fue a partir de la cosecha final efectuada en el mes de diciembre del año 2009.

Por lo tanto, el método elegido para la predicción del contenido de goma con las pruebas de viabilidad, es el de hojuelas (Figura 37) ya que los valores de los últimos estadios de maduración analizados se aproximan al resultado del análisis del 2009¹. Pudiéndose fundamentar la elección por el siguiente motivo:

La fertilización realizada después del análisis del 2009, no pudo haber afectado tanto el contenido goma en la semilla de una cosecha a otra, o en consecuencia también se debería ver reflejado en el método de hojuelas. Por lo tanto la fertilización, principalmente del sulfato de potasio al influir en la translocación de fotosintatos (fotoasimilados) hacia los frutos y síntesis

¹ Análisis realizado por el Departamento de Industrias Forestales de la Universidad Agraria La Molina (UNALM), a solicitud de la empresa La Puerta del Cielo SAC, en el año 2009.

de proteínas para la acumulación de reservas en el fruto y en la semilla, tiene más participación en el peso de la vaina (fruto sin semilla) que en la semilla, debido a que ésta última se independiza a partir del estadio 2.

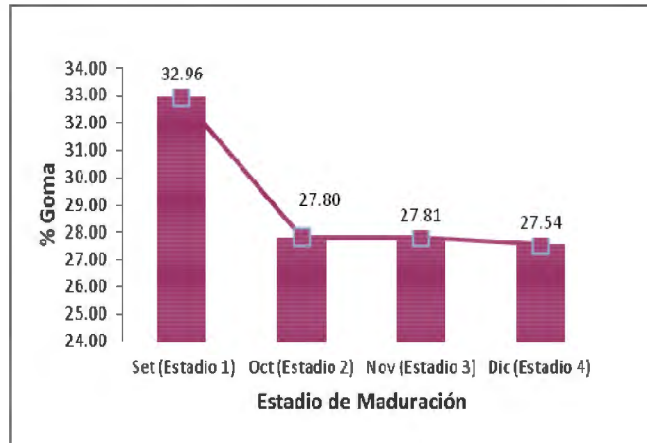


Figura 37 Porcentaje de goma a partir del promedio de N1 y N2 para el método de extracción de hojuelas

4.10 CONTENIDO DE TANINO EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN

4.10.1 Comportamiento del contenido de taninos en la vaina en los cuatro estadios de maduración

El comportamiento en el contenido de taninos del estadio 1 al 2 difiere entre las muestra N1 y N2 (Cuadro 20), siendo para N1 de aumento y para N2 de disminución (Figura 38). Es por ello que para verificar el verdadero comportamiento del contenido de taninos, se relaciono con el comportamiento del peso seco del fruto, y de ello se pretende que debe seguir el mismo patrón de aumento, por la acumulación de reservas en el fruto. Además que los valores de la muestra N2 son considerados como un verificador de la muestra N1, como se menciona en el punto 3.4.1.

Cuadro 20 Porcentaje de tanino promedio por el método del Permanganato para ambas muestras N1 y N2

ESTADIO	% Tanino	
	Muestra N1	Muestra N2
1	75,45	82,26
2	80,75	79,38
3	80,67	79,92
4	80,32	80,21

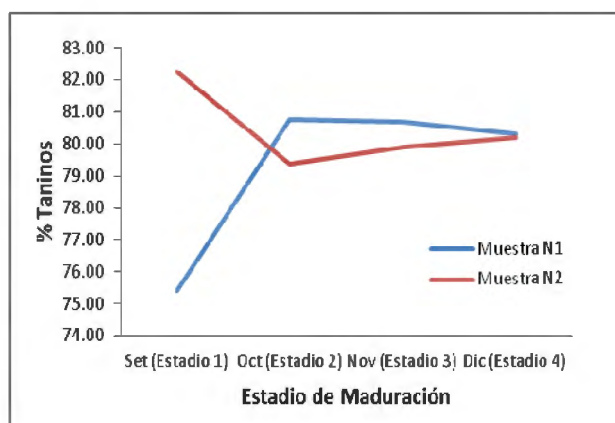


Figura 38 Porcentaje de tanino por el método del Permanganato en cada estadio de maduración, para las muestras N1 y N2

A continuación se procedió a obtener un promedio entre las muestras N1 y N2 en cada estadio de maduración del fruto (Cuadro 21) a pesar que la muestra N2 no siga un mismo patrón de aumento que la muestra N1 entre los estadios 1 y 2; pero cabe señalar que al promediar los valores del estadio 1 no se estaría afectando la representatividad de la muestra, sino que se obtendría un mejor promedio para este y los demás estadios, de manera que se capta la variabilidad de los individuos.

Cuadro 21 Porcentaje de taninos a partir del promedio de N1 y N2

ESTADIO	% Tanino
	Método del Permanganato
1	78,85
2	80,07
3	80,29
4	80,26

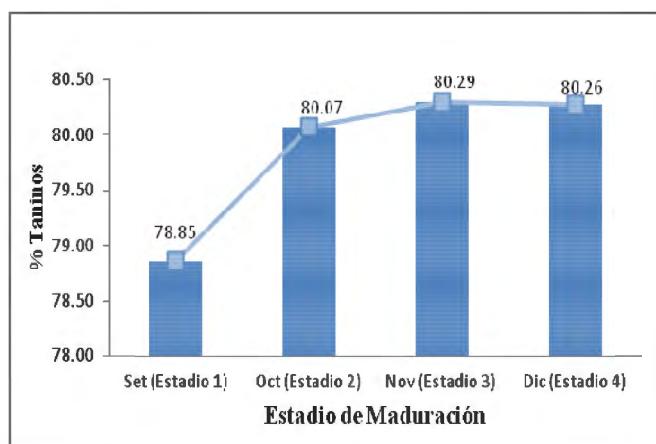


Figura 39 Porcentaje de tanino del promedio de las muestras N1 y N2

4.10.2 Contenido de taninos en frutos verdes inmaduros

Se encontró que en frutos verdes inmaduros (estadio 1), hay cantidades considerables de taninos (compuesto fenólico) como lo menciona Valencia, (1995) y Esau, (1987) y además que estas concentraciones son mayores con respecto a la maduración (Llaudy, et al., 2005) y no desaparecen durante el proceso de maduración; sino por el contrario demuestra ser parte de la acumulación de reservas en el fruto y su estabilización con el peso seco del mismo.

Además se descarta que el color constituya ser un indicador directo del contenido tánico, es decir que según los cultivadores haya que esperar la cosecha final para obtener más tanino; resultando ser no justificable, ya que el fruto verde (estadio 1) posee 78.85%, y para los estadios 2, 3 y 4 se obtuvo 80.07%, 80.29%, 80.26% respectivamente, presentando estos últimos pequeñas diferencias.

Sin embargo el color del fruto en su parte expuesta al sol durante la maduración, puede atribuírsele posiblemente a dos puntos, más haría falta investigación en este aspecto: 1.- Los taninos (compuesto fenólico) se oxidan dando flobafenos de color castaño rojizo (Esau, 1987). 2.- La incidencia de la luz solar directa está directamente relacionada al aumento de antocianina, la cual forman parte de los pigmentos rojos del fruto (Valencia, 1995) y además que la concentración antociánica aumenta con el nivel de maduración (Llaudy, et al., 2005).

4.11 CORRELACIONES

4.11.1 Germinación vs Pruebas de viabilidad

Cuadro 22 Coeficiente de correlación del ensayo de germinación con las pruebas de viabilidad, ambos del estadio 4

Coefficiente	Tetrazolio (TT)	Índigo carmín (IC)
r	0,73	0,83

Ambos test presentan una correlación positiva fuerte, con el ensayo de germinación, resultando ser métodos apropiados para conocer la calidad de la semilla en un menor tiempo (Figura 40).

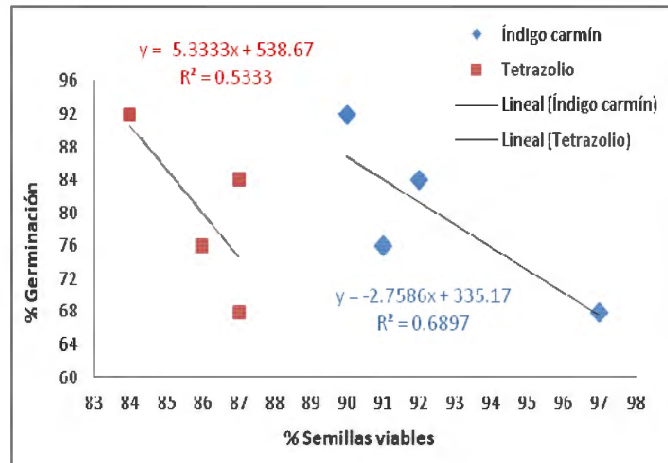


Figura 40 Correlación entre el ensayo de germinación y las pruebas de viabilidad para el estadio 4

4.11.2 Contenido de Goma y Taninos vs. Pruebas de Viabilidad, adicionalmente con el ensayo de germinación y el tiempo de vida del fruto

Para determinar la relación de viabilidad versus los contenidos de goma y taninos se realizó desde el punto de vista productivo. Por esta razón la viabilidad no se ha determinado después de la cosecha final (diciembre (estadio 4)) por ejemplo al primer, segundo o tercer mes después de cosechado el fruto, y encontrar que tanto de esta viabilidad a partir de diciembre va disminuyendo, ya que el objetivo no era producir semilla de buena calidad para producir

plantas; sino que tanto la maduración del embrión y de la semilla influía en el contenido de goma y tanino.

En el Cuadro 23 se muestran los resultados de los análisis de regresión lineal del contenido de goma y taninos con las pruebas de viabilidad; obteniéndose una mayor correlación entre la prueba de viabilidad con tetrazolio con los contenidos de goma y taninos, además de validarse su modelo de estimación (ecuación) para la predicción de ambos contenidos.

Cuadro 23 Resultados de la regresión lineal del contenido de goma y tanino (en porcentaje) con las pruebas de viabilidad (% semillas viables).

Ensayo	Ecuación	r ²	r	P-Value		Modelo de estimación
				Constante: β_0	Variable: β_1	
Tetrazolio	% Goma en Hojuelas = 33,646 – 0,0695 %TT	97,9	0,99	0,000	0,011	Apropiado
	%Taninos = 78,649 + 0,0183 % TT	99,9	1,00	0,000	0,001	Apropiado
Índigo carmín	% Goma en Hojuelas = 63,783 – 0,3938 % IC	44,1	0,66	0,148	0,336	No apropiado
	%Taninos = 69,815 + 0,1139 % IC	54,1	0,74	0,009	0,264	No apropiado

r²: Coeficiente de determinación, r: coeficiente de correlación

Adicionalmente, a pesar que los contenidos de goma y taninos puedan ser estimados con la prueba de viabilidad con tetrazolio (Cuadro 23), se realizaron otros análisis de regresión lineal del contenido de goma y taninos con los ensayos de germinación y tiempo de vida del fruto.

A razón de que no se tengan los reactivos necesarios para aplicar una prueba de viabilidad, o se necesite determinar en forma práctica, en campo, el contenido de goma y taninos según las características del fruto. Teniéndose en cuenta que al aplicar un ensayo de germinación el resultado se obtendría después de 15 a 20 días, a diferencia de una prueba de viabilidad que se obtendría en 4 días máximo. Y al aplicar el tiempo de vida del fruto, habría el riesgo que para el contenido de goma no se logre captar el estado de calidad de la semilla, como si lo hace un test de viabilidad; por el contrario para el contenido de taninos no se tendría ningún problema, ya que la acumulación de reservas va directamente relacionado con la actividad fotosintética de la planta y el aumento de los compuestos fenólicos conforme la maduración.

De esta manera en el Cuadro 24 se observa que el ensayo de germinación y el tiempo de vida del fruto tienen una correlación positiva fuerte con el contenido de goma y taninos, más los modelos obtenidos no son validados estadísticamente para su estimación.

Cuadro 24 Resultados de la regresión lineal del contenido de goma y tanino (en porcentaje) con el ensayo de germinación (% semillas germinadas) y el tiempo de vida del fruto (meses).

Ensayo	Ecuación	r ²	r	P-Value		Modelo de estimación
				Constante: β_0	Variable: β_1	
Germinación	% Goma en Hojuelas= 31,392 – 0,057 % G	61,7	0,79	0,003	0,214	No apropiado
	%Taninos = 79,208 + 0,0159 % G	70,4	0,84	0,000	0,161	No apropiado
Estadio	% Goma en Hojuelas=31,465 – 1,625 Tiempo de vida (meses)	63,9	0,80	0,003	0,201	No apropiado
	%Taninos = 79,2 + 0,445 Tiempo de vida (meses)	70,3	0,84	0,000	0,162	No apropiado

r²: Coeficiente de determinación, r: coeficiente de correlación

4.12 COSECHA APROPIADA SEGÚN EL ESTADIO DE MADURACIÓN DEL FRUTO

El enfoque de cosecha apropiada según el estadio de maduración del fruto, se le atribuye a los mayores rendimientos que se quieran obtener del contenido de goma y taninos, o la obtención del mayor peso del fruto; para lograr el máximo beneficio económico por el aprovechamiento de los frutos de un estadio determinado de maduración.

4.12.1 Contenido de goma

Se considera que el momento apropiado de recolección para la extracción de goma sería los frutos con las características de los estadios 2, 3 ó 4, ya que se emplea menos cantidad de semilla con respecto al estadio 1; para obtener las mismas cantidades de goma (Cuadro 25). Sin embargo con el estadio 2 se estaría aprovechando el fruto en menos tiempo a diferencia de los estadios 3 y 4.

Cuadro 25 Cantidad de semilla necesaria para obtener 100 g. de goma seca.

Estadio	Peso de goma seca (g)	N° semillas
Set (Estadio 1)	100	923
Oct (Estadio 2)	100	535
Nov (Estadio 3)	100	551
Dic (Estadio 4)	100	537

4.12.2 Contenido de taninos

Se considera que el momento apropiado de recolección para la extracción de tanino sería los frutos con las características de los estadios 3 ó 4, ya que se emplea la misma cantidad de fruto para obtener 100 g. de tanino, a diferencia de los estadios 1 ó 2, donde se emplea más fruto (Cuadro 26). Sin embargo con el estadio 3 se estaría aprovechando el fruto en menos tiempo.

Cuadro 26 Cantidad de fruto necesario para obtener 100 g. de tanino

Estadio	Peso de tanino (g)	N° frutos
Set (Estadio 1)	100	81
Oct (Estadio 2)	100	81
Nov (Estadio 3)	100	74
Dic (Estadio 4)	100	74

4.12.3 Contenido de goma y taninos

Para aprovechar al máximo los contenidos de goma y taninos (tomando en cuenta los cuadros 25 y 26, se tendría que recolectar frutos con las características 2 y 3 respectivamente. Con lo cual se estaría aprovechando el fruto en menos tiempo, pudiendo ser una alternativa económica interesante.

4.12.4 Peso seco del fruto

Si el objetivo es sólo vender fruto según su peso seco, las características del estadio 3 y 4, serían las apropiadas, ya que el peso seco del fruto aumenta considerablemente hasta estos estadios con respecto a los estadios 1 y 2 (Figura 32). Y para decidir si las características del fruto del estadio 3 son las más apropiadas con respecto al fruto del estadio 4, para ahorrar en costos de manejo de plantación al aprovechar antes de la cosecha final tradicional (estadio 4); se debería realizar una evaluación económica de ambas propuestas.

5. *CONCLUSIONES*

- Ambas pruebas de viabilidad (tetrazolio $r=0.73$ e índigo carmín, $r=0.83$) comparados con los ensayos de germinación son buenos estimadores del potencial germinativo.
- El contenido de goma aumenta del estadio 1 al 2, mientras que del estadio 2 al 4 hay una ligera disminución de su peso.
- El contenido de taninos aumenta conforme la maduración del fruto. Principalmente entre los estadios 1 y 2 (78.85% a 80.07% respectivamente), con respecto a los estadios 3 y 4 (80.29% y 80.26% respectivamente). Cuyo aumento tienen relación directa con el aumento del peso del fruto.
- El contenido de goma y taninos puede ser estimado según las pruebas colorimétricas. Siendo el test de tetrazolio el mejor estimador y que podría constituirse como modelo apropiado para predecir ambos contenidos: contenido de goma ($r=0.99$, $p<0.05$), contenido de tanino ($r=1.00$, $p<0.05$).
- Para la extracción de goma el momento más apropiado de recolección son los frutos con las características del fruto del estadio 2. Para la extracción de taninos es el fruto del estadio 3. Ambos con la finalidad de aprovechar el fruto en menos tiempo.
- Para su venta por peso seco del fruto, los frutos apropiados son los de las características del estadio 3 y/o 4, ya que el peso seco aumenta considerablemente hasta estos estadios.

6. **RECOMENDACIONES**

- Profundizar la investigación si es el endospermo es digerido por el embrión para la acumulación de sus reservas durante el proceso de maduración, ya que hubo ligeras disminuciones del estadio 2 al 4.
- Tener cuidado en la separación de hojuelas y la capa interna del tegumento, ya que podrían dar resultados diferentes en el contenido de goma.
- Los contenidos de goma y taninos podrían ser estimados por el ensayo de germinación, y el tiempo de vida del fruto; pero requieren mayor confirmación para validar un modelo de estimación.
- Investigar y probar tratamientos de uniformización de floración en la tara para así tener cosechas más uniformes, lo que beneficiaría obtener la mayor cantidad de cosecha de un estadio de maduración determinado.
- Evaluar la dosificación de agua versus la calidad de goma (mayor calidad cuando hay mayor viscosidad de goma). Para esto habría que enfocarse en la dosificación de riego durante el proceso verde del fruto; y antes de la madurez de la floración reducir los niveles de agua para observar el comportamiento de una mayor o menor viscosidad en las gomas.
- Tener en cuenta la cantidad promedio de fruto que produce un árbol, para determinar la cantidad de fruto a recolectar necesario para realizar este tipo de investigación.
- Considerar que las coloraciones adquiridas del fruto no es aplicable para todos los ecotipos de tara, sino el correspondiente a la plantación ubicada en Lambayeque.

BIBLIOGRAFÍA

Albuquerque Rocha, H.; Barbosa Guerra, N. 2008. Polifenóis em vinhos tintos: Fatores envueltos, Propiedades Funcionais e Biodisponibilidade. Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha, Vol 9, N°2, pp 93-105. Asociación Iberoamericana de Tecnología Postcosecha. México.

Disponible en: <http://redalyc.uaemex.mx/src/inicio/ArtPdfRed.jsp?iCve=81315076002>

Agurto, T. 1983. Colorantes y coloraciones. Primera edición. Lima- Perú.

Aquino, D. 1980. Determinación del Contenido Tánico de la Corteza de 5 Especies Forestales de la Amazonía Peruana. Tesis (Ing. Forestal), Lima PE.Universidad Nacional Agraria La Molina.

Baistrocchi H, L, et al. 1999. Colonoscopia magnificada. Cromoscopia. Texto Capítulo II. Hospital Italiano de Buenos Aires.

Diponible en http://www.proctosite.com/library/books/livro_reis_novo/cap02.pdf

Benito Matías L., Herrero, I. y Peñuelas J. 2004. PDF: Aplicación de métodos colorimétricos para la determinación de la viabilidad en semillas de Pinus Pinea: Test de Tetrazolio e índigo Carmín. Sociedad Española de Ciencias Forestales. España (17):23-28.

Bergemann de Aguiar, I.; Piña-Rodrigues, F.; Balistiero Figliolia, M. 1993. Sementes Florestais Tropicais. Associação brasileira de tecnologia de sementes. Brasília-DF. Pág.: 215-217.

Bruneton, Jean. 1991. Elementos de Fitoquímica y de Farmacognosia. España.

Camacho Morfín F. 1994. Dormición de semillas. Causas y Tratamientos. Primera edición. México. Pág.: 26-27.

Delouche, James C.; Wayne Still, T.; Raspet, Mabel y Lienhard, Myrta. 1971. Prueba de viabilidad de la semilla con tetrazol. Primera edición. Centro regional de ayuda técnica. Agencia para el desarrollo internacional (AID). México/Buenos Aires.

Emura, F.; Oda I.; Ono H. 2007. Disección endoscópica de la submucosa (DES). Un procedimiento superior a la mucossectomía para el tratamiento del cáncer gástrico temprano. Asociaciones Colombianas de Gastroenterología, Endoscopía digestiva, Coloproctología y Hepatología. Pág. 210-211.

Esau, K. 1987. Anatomía de las Plantas con semilla. Primera edición. Argentina.

Favela Pro S.A. Productos para laboratorio y acuicultura. PDF. Índigo carmín. México. Disponible en: <http://fagalab.com/Hojas%20de%20Seguridad/INDIGO%20CARMIN.pdf>

Ferreira, R; Oliveira, L.; Tonetti, O. y Davide, A. 2007. Comparação da viabilidade de sementes de *Schizolobium parahyba* (vell.) blake - leguminosae caesalpinioideae, pelos testes de germinação e tetrazólio. *Revista Brasileira Sementes*. 29(3): 83-89. Disponible en: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0101-31222007000300011&lng=es&nrm=iso

Fogaça, C.; Malavasi, M.; Zucareli, C. y Malavasi, U. 2006. Aplicação do teste de tetrazólio em sementes de *Gleditschia amorphoides* Taub. *Caesalpinaceae*. *Rev. bras. Sementes*. vol.28, n.3, pp. 101-107. Disponible en: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0101-31222006000300015&lng=es&nrm=iso

Fuentes, F. y Massol-deyá, A. 2002. Manual de laboratorio para ecología de microorganismos. PDF: Actividad Metabólica. Universidad de Puerto Rico.

França Dantas, B.; De Souza, J.; Borges, L.; Aragão, C. 2008. Alterações bioquímicas durante a embebição de sementes de catingueira (*Caesalpinia pyramidalis* Tul.). *Revista Brasileira de Sementes*. 30 (1): 221-227.

França Neto, J.B.; Krzyzanowski, F.C.; Costa, N.P. 1998. O teste de tetrazólio em sementes de soja. Londrina: EMBRAPA-CNPSO. 72p.

Flores, F.; Chávarry L.; Vega, D. 2005. Criterios y pautas para la selección de árboles plus. Pág. 21-22. Cajamarca-Perú.

Flores Pimentel, M. 2010. Determinación de la estructura de la semilla de tara *Caesalpinia spinosa*. Informes en el Laboratorio de Biología. Facultad de Ciencias. UNALM. Lima-Perú.

Gaspar, C; Martins, C. y Nakagawa, J. 2009. Método de preparo das sementes de mamoneira (*Ricinus communis* L.) para o teste de tetrazólio. *Rev. bras. sementes*. vol.31, n.1, pp. 160-167. Disponible en: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0101-31222009000100018&lng=es&nrm=iso

Giorda, Laura M.; Baigorri, Héctor E.J. 1997. El Cultivo de Soja en Argentina. Cap.4. Calidad de la semilla. Agro 4 de Córdoba. Córdoba. Disponible: <http://www.planetasoja.com.ar/index.php?selmenu=0&sec=2&tra=2211&tit=2229>

González San José, L. 2005. Transferencia de color de la uva al vino. Facultad de Ciencias, Universidad de Burgos. Revista de Enología. N° 61. España. Disponible en: http://www.acenologia.com/ciencia72_01.htm

Goycochea, R. 2008. Evaluación de taninos y goma de la Tara *Caesalpinia spinosa* (Molina) Kuntze provenientes de la lomas de Atiquipa, Arequipa. Tesis (Ing. Forestal).Lima, PE. Universidad Nacional Agraria La Molina.

Guzmán, Daysi. 2009. Cuantificación de goma de tara *Caesalpinia spinosa* por el método gravimétrico. Informes en el Laboratorio de Pulpa y Papel. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima-Perú.

Hartmann, H. 1995. Propagación de Plantas. Principios y Prácticas. Segunda edición. México.

Herrera Nolorbe H., Santos Lavado G. 2009. Estudio de Pre-Factibilidad para el procesamiento y exportación de Tara (*Caesalpinia spinosa*) en polvo al Mercado Argentino. Tesis- Ciclo optativo de profesionalización en gestión Agrícola Empresarial. Lima, PE. Universidad Nacional Agraria La Molina.

Instituto nacional de semillas y plantas de vivero. 1976. Reglas Internacionales para Ensayos de Semillas. Traducción de las Reglas ISTA (International Seed Testing Association). Madrid.

Lamarca, E.; Mota Leduc, S.; Barbedo, C. 2009. Viabilidade e vigor de sementes de *Caesalpinia echinata* Lam. (pau-brasil- Leguminosae) pelo teste de tetrazólio. Revista Brasileira Botânica.32 (4): 794.

Lapeyre, T.; Mendez, J.; Rojas, T.; Semmis, J. 1998. Tesis: “Proyecto de pre factibilidad para la Instalación de una Planta Procesadora de Goma de Semilla de Tara (*Caesalpinia spinosa*) en Polvo en la Ciudad de Trujillo”. Lima- Perú.

Llaudy, M.; Canals, R.; et al. 2005. La maceración prefermentativa en frío. Efectos en la extracción del color y los compuestos fenólicos, e influencia del nivel de maduración de la uva. Departamento de Bioquímica y Biotecnología, Unidad de Enología. Revista de Enología. N° 60. Catalunya, España.

Disponible en: http://www.acenologia.com/ciencia72_2.htm

Martínez, L. 2007. Manual de Análisis de Calidad de Semillas de acuerdo a las Reglas Internacionales de Análisis de Semillas- ISTA. Curso- Taller internacional "Análisis de semillas". Lima- Perú.

Moreno Álvarez, T; et al. 2001. Estudio de nuevos métodos de determinación de la viabilidad de las semillas forestales: test de electroconductividad e índigo carmín. Comparación con el test de tetrazolio y su aplicación a *Pinus pinaster* y *Pinus halepensis*. Centro de Mejora Forestal "El serranillo". Ministerio de medio ambiente. Guadalajara. España. Pág.: 653-658.

Municipalidad de Jayanca. Recursos geográficos. Hidrografía. Hidrología
<http://www.munijayanca.gob.pe>

Munsell, A.H. 1977. Munsell color charts for plant tissues. Segunda edición.

Norma A.0.A.C. 1984. Método cuantitativo del Permanganato. Adaptación del método para la cuantificación de taninos en la vaina de tara.

ONERN. 1976. Mapa Ecológico. Zona de vida de Jayanca.

Ortiz Mendoza, J.C., 2007. Significación de la Resección mucosa endoscópica (EMR) en el manejo de las lesiones rectocolónicas de gran tamaño. Tesis de Post- Grado. Servicio de Gastroenterología del Hospital Interzonal General de Agudos "General San Martín" de la Plata, Buenos Aires. Pág. 9-10.

Poulsen. PDF: Calidad de la semilla. Concepto, medición y métodos para incrementar la calidad. Disponible en: <http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A0025S/A0025S03.pdf>

Red Nacional para el Desarrollo Forestal (REDFOR). 1996. La Tara *Caesalpinia spinosa*. Alternativas para el Desarrollo de la Sierra. Lima- Perú.

Reglas ISTA. 2009. Presentación “Análisis de semillas”. Disponible en: http://www.analisisdesemillas.com.ar/index.php?option=com_content&task=view&id=15&Itemid=31

Reynel, C.; Pennington T.D.; Marcelo J.L.; Daza A. 2006. Árboles útiles del Ande Peruano. Perú.

Russi, D. 2007. Adaptación del test de tetrazolio para la detección rápida de daño en la calidad del trigo por altas temperaturas durante el secado. Córdoba. Argentina.

Salisbury, Frank B.; Parke Robert V. 1968. Las Plantas vasculares. Forma y Función. Primera edición. México

Solomon, Eldra P.; Berg, Linda R.; Martin, Diana W. 2008. Biología. Octava Edición. México. Pág.:607-611; 776-777.

Taiz, Lincoln; Zeiger, Eduardo. 2006. Plant Physiology. Translocation in the Phloem. Cap 10. Vol. I. 3ra edición. Universidad de California. Los Ángeles.

Trucio, T. 1989. Estudio fenológico de 22 Rodales Semilleros en la zona Forestal “Alexander Von Humboldt”. pág.: 25-34.

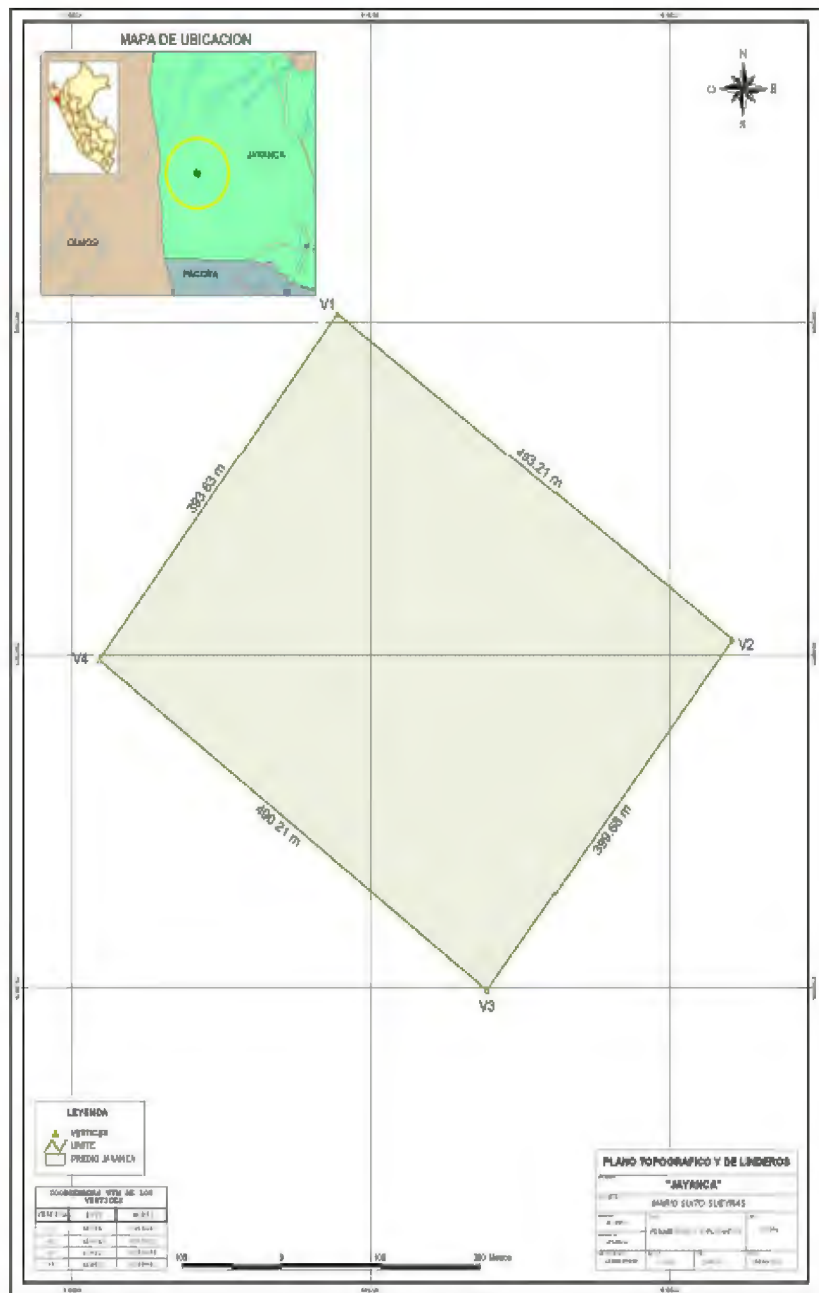
Valencia Ortiz, C. 1995. Fundamentos de Fitoquímica. Primera edición. México. Pág.:123-125.

Villanueva, M. 2007. La Tara “El Oro verde de los Incas”. Universidad Agraria La Molina. Lima-Perú.

Yague, J. 1960. Los Taninos Vegetales.

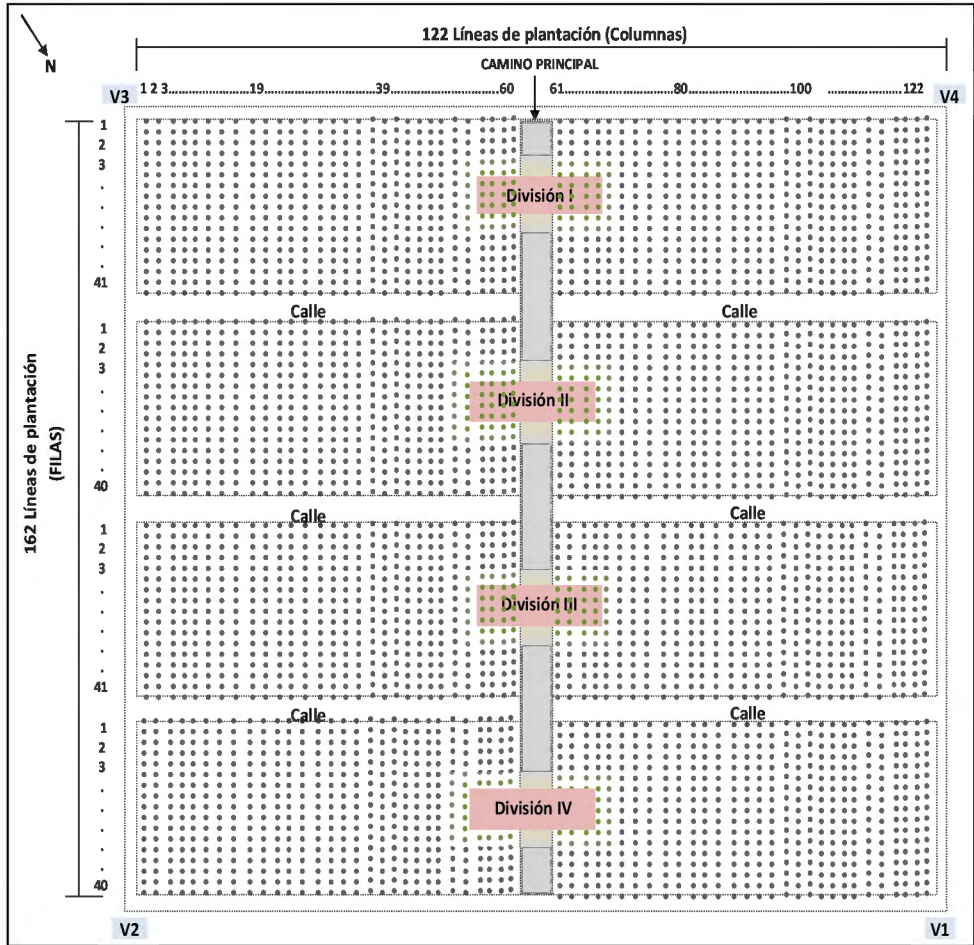
ANEXO 1

PLANO TOPOGRÁFICO DE LINDEROS DE LA PLANTACIÓN DE TARA



ANEXO 2

CROQUIS GENERAL DE LA PLANTACIÓN DE TARA




●●●● Árboles de tara

V: Vértices de la plantación

ANEXO 3


ANÁLISIS DE SUELOS DEL PREDIO

Análisis realizado por el Laboratorio de Análisis de Suelos, Plantas, Aguas y Fertilizantes de la Universidad Agraria La Molina, 2010



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA
 FACULTAD DE AGRONOMIA - DEPARTAMENTO DE SUELOS
 LABORATORIO DE ANÁLISIS DE SUELOS, PLANTAS, AGUAS Y FERTILIZANTES

ANÁLISIS DE SUELOS : CARACTERIZACION



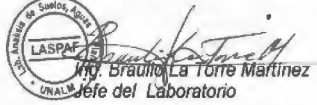
Solicitante : LA PUERTA DEL CIELO S.A.C.

Departamento : LAMBAYEQUE Provincia : LAMBAYEQUE
 Distrito : JAYANCA Predio :
 Referencia : H.R. 26359-024C-10 Fact.: 17147 Fecha : 04-05-10

Número de Muestra		pH (1:1)	C.E. (1:1) dS/m	CaCO ₃ %	M.O. %	P ppm	K ppm	Análisis Mecánico			Clase Textural	CIC	Cationes Cambiables					Suma de Cationes	Suma de Bases	% Sat De Bases
Lab	Campo							Arena %	Limo %	Arcilla %			Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺	Na ⁺	Al ³⁺ + H ⁺			
3168	Bloque # 1	8.02	0.21	0.20	0.14	3.5	185	80	14	6	A.Fr.	6.88	4.87	1.31	0.39	0.31	0.00	6.88	6.88	100
3169	Bloque # 2	8.25	0.20	0.20	0.09	2.9	139	84	10	6	A.Fr.	7.04	5.13	1.20	0.33	0.37	0.00	7.04	7.04	100
3170	Bloque # 3	7.99	0.25	0.20	0.07	3.9	113	90	6	4	A.	5.92	4.61	0.80	0.24	0.26	0.00	5.92	5.92	100
3171	Bloque # 4	8.00	0.38	0.20	0.09	1.9	174	80	26	14	Fr.A.	13.12	10.04	2.19	0.44	0.45	0.00	13.12	13.12	100

A = Arena ; A.Fr. = Arena Franca ; Fr.A. = Franco Arenoso ; Fr. = Franco ; Fr.L. = Franco Limoso ; L = Limoso ; Fr.Ar.A. = Franco Arcillo Arenoso ; Fr.Ar. = Franco Arcilloso.
 Fr.Ar.L. = Franco Arcillo Limoso ; Ar.A. = Arcillo Arenoso ; Ar.L. = Arcillo Limoso ; Ar. = Arcilloso.

Número de Muestra		B ppm	Cu ppm	Fe ppm	Mn ppm	Zn ppm
Lab	Campo					
3168	Bloque # 1	1.9	1.7	7.4	1.2	1.9
3169	Bloque # 2	1.8	1.2	11.8	1.0	2.4
3170	Bloque # 3	1.4	0.7	5.4	0.8	0.6
3171	Bloque # 4	1.6	0.7	4.2	0.9	0.5


Ing. Braulio La Torre Martínez
 Jefe del Laboratorio

ANEXO 4

CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LOS 64 ÁRBOLES

Muestra N1

A= marcación azul

N° Árbol	Circunferencia al Pbif (cm)	HT (m)	Diámetro de copa (m)		Diámetro al Pbif (cm)	Diámetro de copa (m)
			Lado 1	Lado2		
1A	12	2.35	1.94	2.20	3.8	2.1
2A	16	1.85	2.00	2.30	5.1	2.2
3A	14.5	1.95	2.20	2.30	4.6	2.3
4A	13.5	2.00	2.00	2.10	4.3	2.1
5A	15	1.95	1.70	1.60	4.8	1.7
6A	14	2.00	2.00	2.10	4.5	2.1
7A	21.5	2.50	2.10	2.20	6.8	2.2
8A	14	2.30	1.70	2.10	4.5	1.9
9A	20.5	2.50	2.20	2.30	6.5	2.3
10A	15	1.90	1.70	1.60	4.8	1.7
11A	16	2.00	1.80	2.00	5.1	1.9
12A	17	1.70	1.30	1.60	5.4	1.5
13A	14	2.20	2.80	2.60	4.5	2.7
14A	14	1.60	1.80	1.65	4.5	1.7
15A	14	1.90	1.70	1.80	4.5	1.8
16A	16.5	2.40	1.80	1.90	5.3	1.9

Muestra N2

Sub muestra 1 (R= marcación roja)

N° Árbol	Circunferencia al Pbif (cm)	HT (m)	Diámetro de copa (m)		Diámetro al Pbif (cm)	Diámetro de copa (m)
			Lado 1	Lado2		
1R	13	1.60	1.60	1.70	4.1	1.7
2R	16	2.00	1.70	2.20	5.1	2.0
3R	13	2.60	1.90	2.00	4.1	2.0
4R	16.5	2.47	1.80	2.10	5.3	2.0
5R	14.5	1.90	1.30	1.35	4.6	1.3
6R	15.5	2.20	1.50	1.80	4.9	1.7
7R	16	2.12	1.60	1.75	5.1	1.7
8R	14	1.85	1.70	1.85	4.5	1.8
9R	16	1.90	1.70	1.50	5.1	1.6
10R	15	2.80	2.00	1.50	4.8	1.8
11R	12	1.55	1.60	1.40	3.8	1.5
12R	17	2.00	2.60	2.30	5.4	2.5

Sub muestra 2 (M= marcación amarilla)

N° Árbol	Circunferencia al Pbif (cm)	HT (m)	Diámetro de copa (m)		Diámetro al Pbif (cm)	Diámetro de copa (m)
			Lado 1	Lado2		
1M	15	2.35	2.50	2.40	4.8	2.5
2M	16	1.85	1.40	1.50	5.1	1.5
3M	16.5	2.10	1.80	1.70	5.3	1.8
4M	14	1.85	1.60	1.50	4.5	1.6
5M	13	1.93	1.90	2.00	4.1	2.0
6M	22	2.70	2.30	2.50	7.0	2.4
7M	15	2.15	1.80	2.00	4.8	1.9
8M	14	1.90	2.30	2.40	4.5	2.4
9M	13	1.80	2.20	1.90	4.1	2.1
10M	14.5	1.55	2.30	1.50	4.6	1.9
11M	13	1.65	1.50	1.50	4.1	1.5
12M	10	1.75	1.20	1.60	3.2	1.4

Sub muestra 3 (L= marcación verde limón)

N° Árbol	Circunferencia al Pbif (cm)	HT (m)	Diámetro de copa (m)		Diámetro al Pbif (cm)	Diámetro de copa (m)
			Lado 1	Lado2		
1L	13	2.50	2.20	2.20	4.1	2.2
2L	13.5	2.00	1.80	1.90	4.3	1.9
3L	15.5	1.65	1.80	1.70	4.9	1.8
4L	19	2.45	2.00	2.20	6.0	2.1
5L	17	1.90	1.80	1.90	5.4	1.9
6L	19	2.35	2.15	2.30	6.0	2.2
7L	16.5	1.75	1.80	1.90	5.3	1.9
8L	13.5	1.75	2.50	2.30	4.3	2.4
9L	24	2.20	2.20	2.60	7.6	2.4
10L	17	1.65	2.00	2.30	5.4	2.2
11L	13.5	1.90	2.00	2.20	4.3	2.1
12L	18	2.25	2.30	2.70	5.7	2.5

Sub muestra 4 (V= marcación verde oscuro)

N° Árbol	Circunferencia al Pbif (cm)	HT (m)	Diámetro de copa (m)		Diámetro al Pbif (cm)	Diámetro de copa (m)
			Lado 1	Lado2		
1V	16	1.92	1.80	1.90	5.1	1.9
2V	14	1.70	1.60	1.70	4.5	1.7
3V	15.5	2.00	2.10	2.10	4.9	2.1
4V	16	2.25	1.90	1.70	5.1	1.8
5V	17	1.90	2.00	1.90	5.4	2.0
6V	18	1.80	1.60	2.10	5.7	1.9
7V	13.5	2.00	1.90	2.10	4.3	2.0
8V	16	1.60	1.40	1.30	5.1	1.4
9V	12	1.10	1.50	1.30	3.8	1.4
10V	12	1.60	1.50	1.60	3.8	1.6
11V	15	1.85	2.10	1.70	4.8	1.9
12V	15.5	1.90	1.40	1.50	4.9	1.5

ANEXO 5

EVALUACIÓN DEL ESTADO FENOLÓGICO DE LA TARA

Primera evaluación fenológica: Estadio 1 de maduración del fruto

División	COLUMNA	FILA	N°arbol/Muestra	N° Arboles	Fecha: 20/09/10								
					Bt	Fav	Ftr	Fap	Fv	Fr +	Fr ++	Fr +++	
I	19	8	1A	1	0	1	1	2	3	0	0	0	
	19	17	1M	2	0	0	0	0	3	0	0	0	
	19	25	1R	3	0	0	0	1	2	0	0	0	
	19	35	1L	4	0	0	0	1	2	0	0	0	
II	19	8	1V	5	0	0	0	1	1	0	0	0	
	19	17	2A	6	0	1	0	2	3	0	0	0	
	19	26	2M	7	0	0	0	0	2	0	0	0	
	19	36	2R	8	1	1	0	2	2	0	0	0	
III	19	6	2L	9	0	0	0	0	3	0	0	0	
	19	16	2V	10	0	0	0	1	1	0	0	0	
	19	26	3A	11	0	0	0	1	3	0	0	0	
	19	34	3M	12	1	0	0	1	2	0	0	0	
IV	19	7	3R	13	0	0	0	1	2	0	0	0	
	19	15	3L	14	1	1	1	1	2	0	0	0	
	19	26	3V	15	0	0	1	1	2	0	0	0	
	19	34	4A	16	1	1	1	3	2	0	0	0	
I	39	8	7M	17	1	1	0	1	1	0	0	0	
	39	13	6R	18	0	0	0	1	3	0	0	0	
	39	26	6L	19	0	0	0	1	3	0	0	0	
	39	34	8A	20	0	1	1	2	3	0	0	0	
II	39	9	7A	21	0	1	1	2	2	0	0	0	
	39	12	6M	22	0	0	0	1	3	0	0	0	
	39	27	5R	23	0	0	0	1	3	0	0	0	
	39	30	5L	24	0	0	0	0	3	0	0	0	
III	39	8	5V	25	0	0	0	0	3	0	0	0	
	39	17	6A	26	0	0	0	1	1	0	0	0	
	39	26	5M	27	1	1	0	1	3	0	0	0	
	39	35	4R	28	0	0	0	1	3	0	0	0	
IV	39	7	4L	29	0	0	0	1	3	0	0	0	
	39	16	4V	30	1	1	1	3	1	0	0	0	
	39	26	5A	31	0	0	0	2	3	0	0	0	
	39	31	4M	32	0	0	0	0	3	0	0	0	

Nomenclatura:

Observaciones fenológicas

Bt = Botones florales

Fav = Floración avanzada (amarilla)

Ftr= Floración por terminar o terminada (rojiza)

Fap= Frutos apareciendo (<5cm)

Fv= Fruto verde (5-9 cm de longitud)

Fr+= Fruto madurando (5-9 cm de longitud) (fucsia)

Fr++= Fruto con mayor maduración (5-9 cm de longitud) (anaranjado)

Fr+++= Fruto maduro con 5-9 cm de longitud (rojo intenso)

Muestra de evaluación

A= árbol con marcación azul (N1)

R= árbol con marcación roja (N2)

M= árbol con marcación amarilla (N2)

L= árbol con marcación verde limón (N2)

V= árbol con marcación verde oscuro (N2)

Continuación de la primera evaluación fenológica

División	COLUMNA	FILA	N°arbol/Muestra	N° Arboles	Fecha: 20/09/10							
					Bt	Fav	Ftr	Fap	Fv	Fr+	Fr++	Fr+++
I	80	11	7R	33	0	0	0	1	2	0	0	0
	80	17	7L	34	0	0	0	0	4	0	0	0
	80	26	9A	35	1	1	1	3	1	0	0	0
	80	36	6V	36	0	0	2	1	2	0	0	0
II	80	7	8M	37	0	1	0	1	2	0	0	0
	80	16	8R	38	0	0	0	0	3	0	0	0
	80	24	8L	39	0	0	0	1	3	0	0	0
	80	35	7V	40	0	0	0	1	1	0	0	0
III	80	6	10A	41	0	0	0	1	2	0	0	0
	80	17	9M	42	1	1	1	2	2	0	0	0
	80	25	9R	43	0	1	1	1	2	0	0	0
	80	33	9L	44	0	0	0	1	2	0	0	0
IV	80	9	8V	45	1	1	1	1	2	0	0	0
	80	21	11A	46	0	0	0	0	1	0	0	0
	80	26	10M	47	0	0	0	0	2	0	0	0
	80	35	10R	48	0	1	1	1	2	0	0	0
I	100	9	12L	49	0	0	0	1	3	0	0	0
	100	16	12V	50	0	0	0	1	3	0	0	0
	100	25	16A	51	1	1	1	2	2	0	0	0
	100	35	12M	52	0	0	0	1	2	0	0	0
II	100	7	12R	53	1	1	1	1	2	0	0	0
	100	17	11L	54	0	0	0	1	2	0	0	0
	100	26	11V	55	1	1	1	1	2	0	0	0
	100	33	15A	56	2	2	1	2	2	0	0	0
III	100	8	11M	57	0	0	0	1	3	0	0	0
	100	17	11R	58	0	0	0	1	3	0	0	0
	100	26	10V	59	0	0	0	0	1	0	0	0
	100	35	14A	60	0	0	0	1	3	0	0	0
IV	100	9	13A	61	0	0	0	1	3	0	0	0
	100	15	10L	62	1	1	1	2	2	0	0	0
	100	27	12A	63	0	0	0	1	3	0	0	0
	100	35	9V	64	0	1	1	1	1	0	0	0
Promedio de evaluación					0.25	0.36	0.31	1.0781	2.2813	0	0	0
Promedio de evaluación (%)					6.3	9.0	7.8	27.0	57.0	0.0	0.0	0.0

Segunda evaluación fenológica: Estadio 2 de maduración del fruto

División	COLUMNA	FILA	N°arbol/Muestra	N° Arboles	Fecha: 20/10/2010							
					Bt	Fav	Ftr	Fap	Fv	Fr+	Fr++	Fr+++
I	19	8	1A	1	0	0	0	0	3	1	0	0
	19	17	1M	2	0	0	0	0	2	2	1	0
	19	25	1R	3	0	0	0	0	3	1	1	0
	19	35	1L	4	0	0	0	0	3	0	0	0
II	19	8	1V	5	0	0	0	0	3	1	0	0
	19	17	2A	6	0	0	0	0	3	1	0	0
	19	26	2M	7	0	0	0	0	0	1	2	0
	19	36	2R	8	0	0	0	0	0	1	0	0
III	19	6	2L	9	0	0	0	0	0	1	0	0
	19	16	2V	10	0	0	0	0	0	1	1	0
	19	26	3A	11	0	0	0	0	0	1	0	0
	19	34	3M	12	0	0	0	0	0	1	0	0
IV	19	7	3R	13	0	0	0	0	0	1	0	0
	19	15	3L	14	0	0	0	0	0	1	0	0
	19	26	3V	15	0	0	0	0	0	1	0	0
	19	34	4A	16	0	0	0	0	0	0	0	0
I	39	8	7M	17	0	0	0	0	4	0	0	0
	39	13	6R	18	0	0	0	0	3	1	0	0
	39	26	6L	19	0	0	0	0	4	0	0	0
	39	34	8A	20	0	0	0	0	2	1	0	1
II	39	9	7A	21	0	0	0	0	2	1	1	0
	39	12	6M	22	0	0	0	0	3	1	0	0
	39	27	5R	23	0	0	0	0	3	1	0	0
	39	30	5L	24	0	0	0	0	3	1	0	0
III	39	8	5V	25	0	0	0	0	2	2	0	0
	39	17	6A	26	0	0	0	0	3	1	0	0
	39	26	5M	27	0	0	0	0	3	1	1	1
	39	35	4R	28	0	0	0	0	3	1	0	0
IV	39	7	4L	29	0	0	0	0	3	1	0	0
	39	16	4V	30	0	0	0	0	4	0	0	0
	39	26	5A	31	0	0	0	0	3	1	0	0
	39	31	4M	32	0	0	0	0	3	1	0	0

Continuación de la segunda evaluación fenológica

División	COLUMNA	FILA	N°arbol/Muestra	N° Arboles	Fecha: 20/10/2010							
					Bt	Fav	Ftr	Fap	Fv	Fr+	Fr++	Fr+++
I	80	11	7R	33	0	0	0	0	0	0	1	0
	80	17	7L	34	0	0	0	0	1	1	1	0
	80	26	9A	35	0	0	0	0	2	2	1	0
	80	36	6V	36	0	0	0	0	3	1	1	0
II	80	7	8M	37	0	0	0	0	3	1	0	0
	80	16	8R	38	0	0	0	0	2	2	1	0
	80	24	8L	39	0	0	0	0	1	3	0	0
	80	35	7V	40	0	0	0	0	2	1	1	0
III	80	6	10A	41	0	0	0	0	2	1	0	0
	80	17	9M	42	0	0	0	0	3	0	0	0
	80	25	9R	43	0	0	0	0	4	0	0	0
	80	33	9L	44	0	0	0	0	3	1	0	0
IV	80	9	8V	45	0	0	0	0	3	1	0	0
	80	21	11A	46	0	0	0	0	3	1	1	0
	80	26	10M	47	0	0	1	1	1	1	1	0
	80	35	10R	48	0	0	0	0	0	0	0	0
I	100	9	12L	49	0	0	0	0	4	0	0	0
	100	16	12V	50	0	0	0	0	3	1	0	0
	100	25	16A	51	0	0	0	0	4	1	0	0
	100	35	12M	52	0	0	0	0	1	0	1	0
II	100	7	12R	53	0	0	0	0	2	1	1	0
	100	17	11L	54	0	0	0	0	3	1	0	0
	100	26	11V	55	0	0	0	0	3	1	0	0
	100	33	15A	56	0	0	0	0	2	1	1	0
III	100	8	11M	57	0	0	0	0	3	1	0	0
	100	17	11R	58	0	0	0	0	2	1	0	0
	100	26	10V	59	0	0	0	0	2	2	0	0
	100	35	14A	60	0	0	0	0	3	1	0	0
IV	100	9	13A	61	0	0	0	0	3	1	0	0
	100	15	10L	62	0	0	0	0	2	2	1	0
	100	27	12A	63	0	0	0	0	3	1	0	0
	100	35	9V	64	0	0	0	0	1	3	1	0
Promedio de evaluación					0	0	0	0.02	2.17	0.98	0.31	0.031
Promedio de evaluación (%)					0.0	0.0	0.4	0.4	54.3	24.6	7.8	0.8

Tercera evaluación fenológica: Estadio 3 de maduración del fruto

División	COLUMNA	FILA	N°arbol/Muestra	N° Arboles	Fecha: 15/11/2010							
					Bt	Fav	Ftr	Fap	Fv	Fr+	Fr++	Fr+++
I	19	8	1A	1	0	0	0	0	2	0	1	0
	19	17	1M	2	0	0	0	0	1	1	3	1
	19	25	1R	3	0	0	0	0	2	0	1	0
	19	35	1L	4	0	0	0	0	2	0	0	0
II	19	8	1V	5	0	0	0	0	1	1	1	0
	19	17	2A	6	0	0	0	0	2	1	1	0
	19	26	2M	7	0	0	0	0	0	0	0	4
	19	36	2R	8	0	0	0	0	2	1	1	0
III	19	6	2L	9	0	0	0	0	1	1	1	0
	19	16	2V	10	0	0	0	0	1	1	2	1
	19	26	3A	11	0	0	0	0	1	1	2	1
	19	34	3M	12	0	0	0	0	3	1	1	0
IV	19	7	3R	13	0	0	0	0	2	1	1	1
	19	15	3L	14	0	0	0	0	1	2	1	0
	19	26	3V	15	0	0	0	0	1	1	1	1
	19	34	4A	16	0	0	0	0	3	0	1	0
I	39	8	7M	17	0	0	0	0	3	0	1	0
	39	13	6R	18	0	0	0	0	1	1	1	1
	39	26	6L	19	0	0	0	0	4	0	0	0
	39	34	8A	20	0	0	0	0	1	0	2	1
II	39	9	7A	21	0	0	0	0	1	0	2	2
	39	12	6M	22	0	0	0	0	1	0	2	1
	39	27	5R	23	0	0	0	0	1	1	1	1
	39	30	5L	24	0	0	0	0	1	2	1	1
III	39	8	5V	25	0	0	0	0	0	0	2	2
	39	17	6A	26	0	0	0	0	1	0	2	1
	39	26	5M	27	0	0	0	0	2	1	0	1
	39	35	4R	28	0	0	0	0	3	0	0	0
IV	39	7	4L	29	0	0	0	0	2	1	1	0
	39	16	4V	30	0	0	0	0	2	1	1	0
	39	26	5A	31	0	0	0	0	2	2	1	0
	39	31	4M	32	0	0	0	0	1	0	2	1

Continuación de la tercera evaluación fenológica

División	COLUMNA	FILA	N°arbol/Muestra	N° Arboles	Fecha: 15/11/2010							
					Bt	Fav	Ftr	Fap	Fv	Fr+	Fr++	Fr+++
I	80	11	7R	33	0	0	0	0	0	0	1	1
	80	17	7L	34	0	0	0	0	1	0	1	0
	80	26	9A	35	0	0	0	0	1	0	1	2
	80	36	6V	36	0	0	0	0	1	0	3	0
II	80	7	8M	37	0	0	0	0	2	0	1	1
	80	16	8R	38	0	0	0	0	2	0	0	2
	80	24	8L	39	0	0	0	0	1	1	1	0
	80	35	7V	40	0	0	0	0	1	0	3	0
III	80	6	10A	41	0	0	0	0	1	1	2	0
	80	17	9M	42	0	0	0	0	2	1	1	0
	80	25	9R	43	0	0	0	0	1	1	1	0
	80	33	9L	44	0	0	0	0	1	1	2	0
IV	80	9	8V	45	0	0	0	0	1	1	0	2
	80	21	11A	46	0	0	0	0	1	1	1	1
	80	26	10M	47	0	0	0	0	1	1	1	1
	80	35	10R	48	0	0	0	0	0	0	0	0
I	100	9	12L	49	0	0	0	0	2	1	1	0
	100	16	12V	50	0	0	0	0	2	1	1	0
	100	25	16A	51	0	0	0	0	2	1	1	0
	100	35	12M	52	0	0	0	0	1	1	1	1
II	100	7	12R	53	0	0	0	0	1	1	1	1
	100	17	11L	54	0	0	0	0	1	0	1	1
	100	26	11V	55	0	0	0	0	1	1	1	1
	100	33	15A	56	0	0	0	0	1	1	1	1
III	100	8	11M	57	0	0	0	0	3	0	1	0
	100	17	11R	58	0	0	0	0	1	1	1	1
	100	26	10V	59	0	0	0	0	2	0	1	1
	100	35	14A	60	0	0	0	0	2	0	1	1
IV	100	9	13A	61	0	0	0	0	1	1	1	1
	100	15	10L	62	0	0	0	0	1	1	1	1
	100	27	12A	63	0	0	0	0	2	1	1	0
	100	35	9V	64	0	0	0	0	0	0	3	2
Promedio de evaluación					0	0	0	0	1.42	0.625	1.156	0.672
Promedio de evaluación (%)					0.0	0.0	0.0	0.0	35.5	15.6	28.9	16.8

Cuarta evaluación fenológica: Estadio 4 de maduración del fruto

División	COLUMNA	FILA	N°arbol/Muestra	N° Arbole	Fecha:17/12/2010							
					Bt	Fav	Ftr	Fap	Fv	Fr+	Fr++	Fr+++
I	19	8	1A	1	0	0	0	0	0	0	1	3
	19	17	1M	2	0	0	0	0	0	0	1	3
	19	25	1R	3	0	0	0	0	0	0	2	3
	19	35	1L	4	0	0	0	0	0	0	1	3
II	19	8	1V	5	0	0	0	0	0	0	1	3
	19	17	2A	6	0	0	0	0	0	0	2	2
	19	26	2M	7	0	1	0	0	0	0	0	3
	19	36	2R	8	0	0	0	0	0	1	1	2
III	19	6	2L	9	0	0	0	0	0	0	0	4
	19	16	2V	10	0	0	0	0	0	0	1	3
	19	26	3A	11	0	0	0	0	0	0	1	3
	19	34	3M	12	0	0	0	0	0	0	3	1
IV	19	7	3R	13	0	0	0	0	0	1	2	1
	19	15	3L	14	0	0	0	0	0	0	2	2
	19	26	3V	15	0	0	0	0	0	0	0	4
	19	34	4A	16	0	0	0	0	0	0	2	2
I	39	8	7M	17	0	0	0	0	0	0	4	0
	39	13	6R	18	0	0	0	0	0	0	2	2
	39	26	6L	19	0	0	0	0	0	0	2	2
	39	34	8A	20	0	0	0	0	0	0	1	3
II	39	9	7A	21	0	1	0	0	0	1	1	2
	39	12	6M	22	0	0	0	0	0	0	1	3
	39	27	5R	23	0	0	0	0	0	0	1	3
	39	30	5L	24	0	0	0	0	0	0	0	4
III	39	8	5V	25	0	0	0	0	0	0	0	4
	39	17	6A	26	0	0	0	0	0	1	0	4
	39	26	5M	27	0	0	0	0	0	0	1	3
	39	35	4R	28	0	0	0	0	0	1	1	2
IV	39	7	4L	29	0	0	0	0	0	0	1	3
	39	16	4V	30	0	0	0	0	0	0	3	1
	39	26	5A	31	0	0	0	0	0	0	3	1
	39	31	4M	32	0	0	0	0	0	0	1	2

Continuación de la cuarta evaluación fenológica

División	COLUMNA	FILA	N°arbol/Muestra	N° Arbole	Fecha:17/12/2010							
					Bt	Fav	Ftr	Fap	Fv	Fr +	Fr ++	Fr +++
I	80	11	7R	33	0	0	0	0	0	0	0	4
	80	17	7L	34	0	0	0	0	0	0	4	0
	80	26	9A	35	0	0	0	0	0	0	1	3
	80	36	6V	36	0	0	0	0	0	0	2	2
II	80	7	8M	37	0	0	0	0	0	0	2	2
	80	16	8R	38	0	0	0	0	0	0	1	3
	80	24	8L	39	0	0	0	0	0	1	1	2
	80	35	7V	40	0	0	0	0	0	0	1	3
III	80	6	10A	41	0	0	0	0	0	0	2	2
	80	17	9M	42	0	0	0	0	0	1	1	2
	80	25	9R	43	0	0	0	0	0	0	2	2
	80	33	9L	44	0	0	0	0	0	0	3	1
IV	80	9	8V	45	0	1	0	0	0	0	1	2
	80	21	11A	46	0	0	0	0	0	0	1	3
	80	26	10M	47	0	0	0	0	0	0	1	3
	80	35	10R	48	0	0	0	0	0	0	0	0
I	100	9	12L	49	0	0	0	0	0	0	3	1
	100	16	12V	50	0	0	0	0	0	0	1	3
	100	25	16A	51	0	0	0	0	0	0	1	3
	100	35	12M	52	0	0	0	0	0	0	0	4
II	100	7	12R	53	0	0	0	0	0	0	1	3
	100	17	11L	54	0	0	0	0	0	0	1	3
	100	26	11V	55	0	0	0	0	0	1	1	1
	100	33	15A	56	0	0	0	0	0	1	1	2
III	100	8	11M	57	0	0	0	0	0	1	1	1
	100	17	11R	58	0	1	0	1	0	0	2	2
	100	26	10V	59	0	0	0	0	0	0	3	0
	100	35	14A	60	0	0	0	0	0	0	1	3
IV	100	9	13A	61	0	0	0	0	0	0	1	3
	100	15	10L	62	0	0	0	0	0	0	1	3
	100	27	12A	63	0	0	0	0	0	0	3	1
	100	35	9V	64	0	0	0	0	0	0	0	4
Promedio de evaluación					0	0.1	0	0	0	0.16	1.344	2.375
Promedio de evaluación (%)					0.0	1.6	0.0	0.4	0.0	3.9	33.6	59.4

Resumen:

Fecha de evaluación	Promedios (%)							
	Bt	Fav	Ftr	Fap	Fv	Fr +	Fr ++	Fr +++
20/09/2010	6.25	8.98	7.81	26.95	57.03	0.00	0.00	0.00
20/10/2010	0.0	0.0	0.4	0.4	54.3	24.6	7.8	0.8
15/11/2010	0.0	0.0	0.0	0.0	35.5	15.6	28.9	16.8
17/12/2010	0.0	1.6	0.0	0.4	0.0	3.9	33.6	59.4

ANEXO 6

CANTIDADES DE FRUTO RECOLECTADO

N° Árbol	Peso de fruto recolectado (g)			
	Estadio 1	Estadio 2	Estadio 3	Estadio 4
1A	161.66	0.00	70.70	154.50
2A	179.62	38.88	40.90	115.00
3A	149.88	40.83	61.70	175.00
4A	95.04	0.00	33.70	115.10
5A	96.64	52.09	63.50	61.20
6A	152.65	54.65	79.00	0.00
7A	129.84	90.22	115.50	236.90
8A	99.09	73.13	99.25	180.20
9A	139.32	125.09	113.60	284.30
10A	133.08	82.23	108.70	113.40
11A	159.29	118.30	90.10	194.95
12A	118.79	38.24	78.50	132.85
13A	183.78	0.00	69.30	187.90
14A	126.05	15.86	62.70	116.35
15A	173.73	76.38	156.60	198.70
16A	204.63	9.52	61.55	149.90
1R	135.91			
2R	220.24			
3R	153.12			
4R	155.65			
5R	119.16			
6R	246.03			
7R	151.14			
8R	179.07			
9R	135.76			
10R	131.33			
11R	174.98			
12R	231.16			
1M		39.50		
2M		41.76		
3M		33.09		
4M		61.63		
5M		25.55		
6M		42.12		
7M		0.00		
8M		57.12		
9M		18.08		
10M		102.31		
11M		51.65		
12M		53.38		

N° Árbol	Peso de fruto recolectado (g)			
	Estadio 1	Estadio 2	Estadio 3	Estadio 4
1L			0.00	
2L			35.90	
3L			151.75	
4L			83.20	
5L			57.00	
6L			0.00	
7L			95.00	
8L			108.50	
9L			121.40	
10L			62.10	
11L			91.40	
12L			67.50	
1V				130.60
2V				176.40
3V				252.60
4V				101.40
5V				249.45
6V				174.90
7V				205.60
8V				70.00
9V				351.70
10V				0.00
11V				167.80
12V				158.85
TOTAL (Kg)	4.3	1.3	1.3	2.4

Nomenclatura:

A= árbol con marcación azul (N1)

R= árbol con marcación roja (N2)

M= árbol con marcación amarilla (N2)

L= árbol con marcación verde limón (N2)

V= árbol con marcación verde oscuro (N2)

ANEXO 7

EVALUACIÓN DEL TIEMPO DE VIDA DEL FRUTO

Estadio 1 (Fv)

Bloque	N° árbol	CAIDA DEL FRUTO			
		20/09/2010	20/10/2010	15/11/2010	17/12/2010
I	1R	X	X	X (Fr++)	√
IV	5A	X	X (Fr++)	√	

Estadio 2 (Fr +)

Bloque	N° árbol	CAIDA DEL FRUTO			
			20/10/2010	15/11/2010	17/12/2010
I	1M		X	X (Fr++)	√
IV	11A		X	X (Fr++)	√

Estadio 3 (Fr ++)

Bloque	N° árbol	CAIDA DEL FRUTO			
				15/11/2010	17/12/2010
III	3L			X (Fr++)	√
IV	3A			X (Fr++)	√

Nomenclatura:

A= árbol con marcación azul (N1)
R= árbol con marcación roja (N2)
M= árbol con marcación amarilla (N2)
L= árbol con marcación verde limón (N2)

X= No presenta caída del fruto
√ = Caída del fruto

ANEXO 8

DETERMINACIÓN DEL PESO SECO DEL FRUTO Y SEMILLA

Estadio 1

N° Muestra	Peso fresco total de fruto (g)	Peso seco total de fruto (g)	N° Vainas	N° Semillas	Peso seco de semillas (g)	Peso seco de vainas (g)	Peso seco total del fruto (g)	Promedio de peso seco x fruto (g)	Promedio de peso seco x semilla (g)
1	100.61	50.60	23	130	13.93	35.90	49.83	2.2	0.11
2	100.55	52.35	25	143	14.53	36.82	51.35	2.1	0.10
3	100.53	50.40	22	122	13.13	37.04	50.17	2.3	0.11
4	100.77	51.32	23	129	15.11	35.94	51.05	2.2	0.12
Promedio								2.18	0.11

Estadio 2

Árbol azul

N° Muestra	Peso fresco total (g)	Peso seco total(g)		
1	31.35	28.80	28.83	28.54
2	31.33	28.82	28.81	28.47
3	31.66	29.02	29.02	28.76
4	31.63	29.22	29.16	28.96

Árbol amarillo

N° Muestra	Peso fresco total (g)	Peso seco total(g)		
5	30.00	27.04	27.04	26.74
6	31.54	28.46	28.51	28.20
7	33.70	30.14	30.14	29.69

Árbol azul

N° Muestra	Peso fresco total (g)	Peso seco total(g)	N° Vainas	N° Semillas	Peso seco de semillas (g)	Peso seco de vainas (g)	Promedio de peso seco x fruto (g)	Promedio de peso seco x semilla (g)
1	31.35	28.54	10	57	11.31	17.23	2.9	0.20
2	31.33	28.47	10	57	11.46	17.01	2.8	0.20
3	31.66	28.76	10	58	11.33	17.43	2.9	0.20
4	31.63	28.96	11	57	11.01	17.95	2.6	0.19
Promedio							2.80	0.20

Árbol amarillo

N° Muestra	Peso fresco total (g)	Peso seco total(g)	N° Vainas	N° Semillas	Peso seco de semillas (g)	Peso seco de vainas (g)	Promedio de peso seco x fruto (g)	Promedio de peso seco x semilla (g)
5	30.00	26.74	11	63	11.34	15.40	2.4	0.18
6	31.54	28.20	12	68	12.13	16.07	2.4	0.18
7	33.70	29.69	13	72	12.38	17.31	2.3	0.17
Promedio							2.35	0.18

Promedio total	2.58	0.19
----------------	------	------

Estadio 3

Árbol azul

Nº Muestra	Peso fresco total (g)	Peso seco total(g)		
1	30.10	28.03	27.06	27.00
2	30.24	28.12	27.19	27.12
3	30.65	28.53	27.58	27.50
4	30.58	28.58	27.63	27.50

Árbol verde limón

Nº Muestra	Peso fresco total (g)	Peso seco total(g)		
5	30.65	28.38	27.46	27.45
6	30.83	28.64	27.72	27.65
7	30.35	28.20	27.30	27.20
8	30.14	28.20	27.22	27.15

Árbol azul

Nº Muestra	Peso fresco total (g)	Peso seco total(g)	Nº Vainas	Nº Semillas	Peso seco de semillas (g)	Peso seco de vainas (g)	Promedio de peso seco x fruto (g)	Promedio de peso seco x semilla (g)
1	30.10	27.00	9	57	10.34	16.66	3.0	0.18
2	30.24	27.12	9	55	10.38	16.74	3.0	0.19
3	30.65	27.50	10	58	10.84	16.66	2.8	0.19
4	30.58	27.50	10	53	9.54	17.96	2.8	0.18
Promedio							2.88	0.18

Árbol verde limón

Nº Muestra	Peso fresco total (g)	Peso seco total(g)	Nº Vainas	Nº Semillas	Peso seco de semillas (g)	Peso seco de vainas (g)	Promedio de peso seco x fruto (g)	Promedio de peso seco x semilla (g)
5	30.65	27.45	10	60	10.86	16.59	2.7	0.18
6	30.83	27.65	11	62	10.48	17.17	2.5	0.17
7	30.35	27.20	10	66	11.65	15.55	2.7	0.18
8	30.14	27.15	10	58	10.94	16.21	2.7	0.19
Promedio							2.67	0.18

Promedio total	2.78	0.18
----------------	------	------

Estadio 4

Árbol azul

N° Muestra	Peso fresco total (g)	Peso seco total(g)	
1	30.57	28.41	28.37
2	30.17	27.06	28.02
3	30.39	28.26	28.22
4	30.99	28.82	28.76

Árbol verde oscuro

N° Muestra	Peso fresco total (g)	Peso seco total(g)	
5	30.80	28.58	28.55
6	30.77	28.45	28.40
7	30.54	28.39	28.33
8	30.90	28.78	28.71

Árbol azul

N° Muestra	Peso fresco total (g)	Peso seco total(g)	N° Vainas	N° Semillas	Peso seco de semillas (g)	Peso seco de vainas (g)	Promedio de peso seco x fruto (g)	Promedio de peso seco x semilla (g)
1	30.57	28.37	10	64	12.15	16.22	2.8	0.19
2	30.17	28.02	10	63	11.37	16.65	2.8	0.18
3	30.39	28.22	10	62	11.62	16.60	2.8	0.19
4	30.99	28.76	10	64	11.91	16.85	2.9	0.19
Promedio							2.83	0.19

Árbol verde oscuro

N° Muestra	Peso fresco total (g)	Peso seco total(g)	N° Vainas	N° Semillas	Peso seco de semillas (g)	Peso seco de vainas (g)	Promedio de peso seco x fruto (g)	Promedio de peso seco x semilla (g)
5	30.80	28.55	10	61	11.06	17.49	2.9	0.18
6	30.77	28.40	10	57	10.81	17.59	2.8	0.19
7	30.54	28.33	10	59	11.11	17.22	2.8	0.19
8	30.90	28.71	10	63	11.82	16.89	2.9	0.19
Promedio							2.85	0.19
Promedio total							2.84	0.19

ANEXO 9

PROPORCIÓN PROMEDIO DEL EMBRIÓN, ENDOSPERMO Y TEGUMENTO EN LA SEMILLA DE TARA DEL PREDIO EN EL CUARTO ESTADIO

Determinación del Peso seco en 100 semillas

árbol TT	PS semilla (g)	PS Tegumento (g)*	PS Goma (g)	PS Embrión (g)
azul-rep 1	18.59	7.3706	4.8793	6.34
azul-rep 2	18.93	7.4243	4.9503	6.56
v.oscuro-rep1	19.33	7.1590	5.3531	6.82
v.oscuro-rep2	19.38	7.1703	5.3882	6.82

árbol IC	PS semilla (g)	PS Tegumento (g)*	PS Goma (g)	PS Embrión (g)
azul-rep 1	18.88	7.4799	5.0160	6.39
azul-rep 2	18.66	7.4117	4.8196	6.42
v.oscuro-rep1	19.81	7.3874	5.3355	7.09
v.oscuro-rep2	19.46	7.1623	5.3121	6.98

Promedio 100 semillas	19.13	7.32	5.13	6.68
-----------------------	-------	------	------	------

PS: Peso seco

* Por registro del peso del tegumento se pudo hallar la relación de % de cada parte de la semilla, realizándose sólo en el cuarto estadio.

Determinación de la proporción de cada parte de la semilla en el estadio 4

Descripción	Semilla	Tegumento	Endospermo	Embrión
Peso (g)	0.19	0.07	0.05	0.07
Porcentaje (%)	100%	38%	27%	35%

ANEXO 10

ACONDICIONAMIENTO DE LA SEMILLA PARA LAS PRUEBAS DE VIABILIDAD (CAMBIOS DE TAMAÑO)



ANEXO 11

EMBRIONES DE TARA SUMERGIDOS EN LAS SOLUCIONES DE TETRAZOLIO E INDIGO CARMIN

Semilla + Solución de TT antes de la estufa

Semilla + Solución de IC



Tetrazolio: Después de 5 h

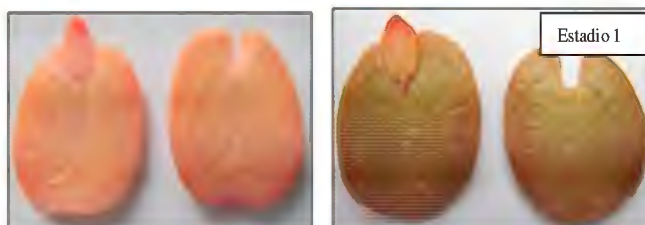
Índigo carmín: Después de 18 h



ANEXO 12

PATRONES DE TINCIÓN OBTENIDOS DE LA PRUEBA DE VIABILIDAD CON TETRAZOLIO

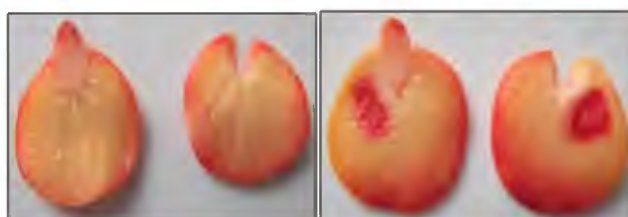
CLASE 1



Embrión con coloración rosa uniforme, tejido con aspecto normal

Embrión con coloración rojizo-verdoso brillante, tejido con aspecto normal y firme.

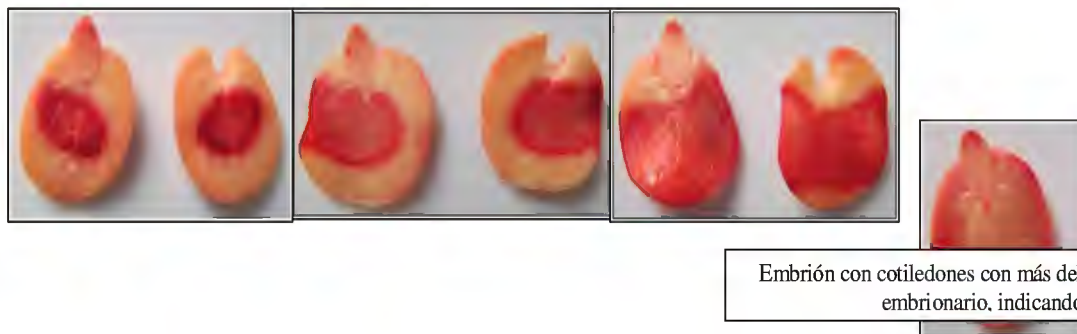
CLASE 2



Embrión con coloración rosa, radícula y borde de los cotiledones con coloración rojo brillante, tejido con aspecto firme.

Embrión con coloración rosa, y menos del 50% de los cotiledones con coloración rojo intenso, tejido con aspecto firme.

CLASE 3



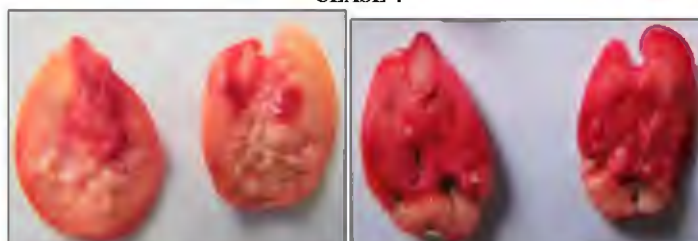
Embrión con cotiledones con más del 50% rojo intenso, tejido con aspecto firme, indicando proceso de germinación.



Embrión con coloración rojo intenso, cotiledones con menos del 50 % con coloración blanco lechoso.

Embrión con coloración rojo intenso. Cotiledones con menos del 50 % con coloración verde.

CLASE 4



Embrión con coloración rojo intenso, con severa deformación y tejido flácido.

CLASE 5



Eje embrionario con coloración blanco lechoso y pequeñas manchas dispersas de color rojo intenso.



Eje embrionario con coloración rojo intenso, y región cotiledonar con más del 50 % con coloración blanco lechoso.

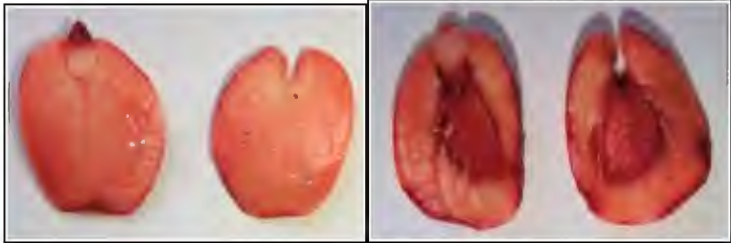


Estadio 1

Eje embrionario con coloración verde y zonas de color rojo intenso. Cotiledones con menos del 50 % con coloración verde.

Radícula y plúmula con coloración rojo intenso, cilindro central y cotiledones con más del 50 % con coloración verde.

CLASE 6



Radícula con coloración rojo intenso, indicando grave proceso de deterioro.

Plúmula y parte de la región cotiledonar con coloración rojo intenso, indicando grave proceso de deterioro.

ANEXO 13

PATRONES DE TINCIÓN OBTENIDOS DE LA PRUEBA DE VIABILIDAD CON EL ÍNDIGO CARMÍN

CLASE 1

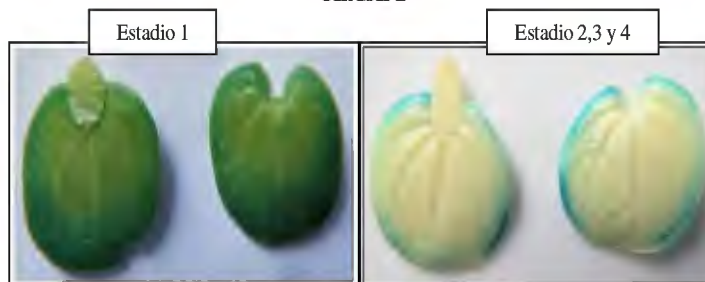


Embrión completamente verde y todos los tejidos con aspecto normal y firme.



Embrión completamente amarillo y todos los tejidos con aspecto normal y firme.

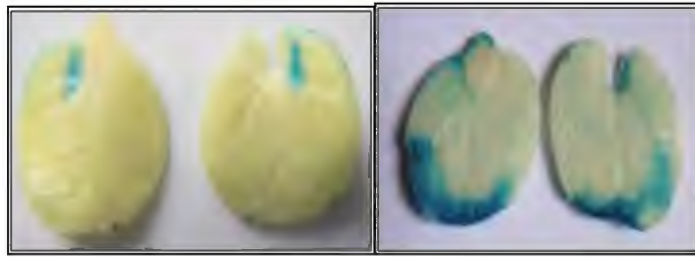
CLASE 2



Embrión con los bordes de los cotiledones azulados y todos los tejidos con aspecto normal y firme.

Embrión que presentan bordes y/o manchas de color azul menor del 50% de la región cotiledonar.

CLASE 3



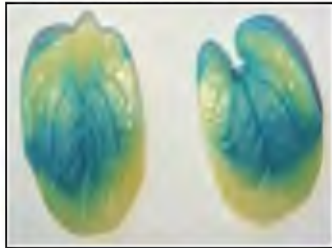
Embrión con manchas de color azul menor del 50% de la región cotiledonar, cerca del eje embriionario caracterizando tejido muerto.

Embrión con radícula y región distal del cotiledón con coloración azul.

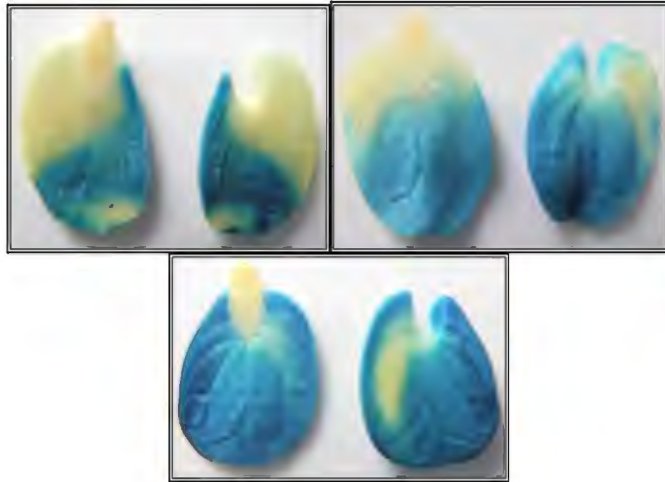


Embrión con gran proporción de área cotiledonar de color azul.

CLASE 4

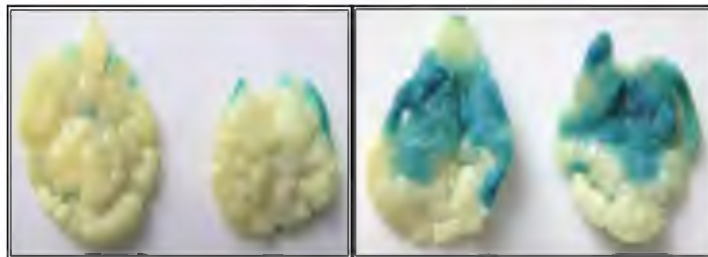


Embrión con más del 50% de la región cotiledonar de color azul, afectando al eje embriionario; caracterizando tejido muerto.



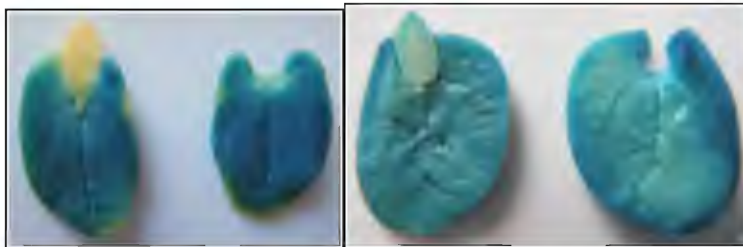
Embrión con más del 50% de la región cotiledonar con coloración azul.

CLASE 5



Embrión con severa deformación, y con manchas azules, indicando tejido muerto.

CLASE 6



Embrión con plúmula y región cotiledonar mayor del 50% con coloración azul.

Embrión completamente teñido de azul, con consistencia flácida característico de tejido muerto.

ANEXO 14

ENSAYO DE GERMINACIÓN EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN

Cuadro resumen

FECHA DE RECOLECCIÓN	Estadio 1 20/09/2010				Estadio 2 20/10/2010				Estadio 3 15/11/2010				Estadio 4 17/12/2010			
MUESTRA	N1		N2		N1		N2		N1		N2		N1		N2	
REPETICIÓN	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
% Semillas germinadas	0	0	0	0	24	20	16	36	52	76	56	64	92	76	84	68
PROMEDIO	0				24				62				80			

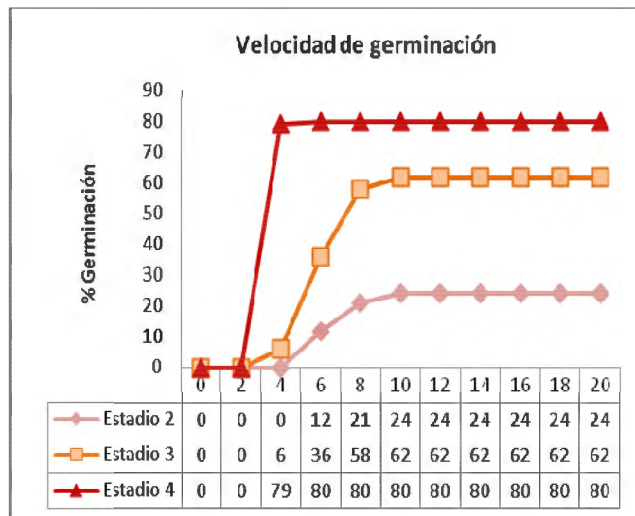
Semillas germinadas en cada estadio por repetición

ESTADIO 2 (Fr +)												
Muestra/Repetición	Días											
	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	
	Semillas germinadas											
N1/ 1	0	0	0	5	6	6	6	6	6	6	6	
N1/ 2	0	0	0	4	5	5	5	5	5	5	5	
N2/ 3	0	0	0	0	2	4	4	4	4	4	4	
N2/ 4	0	0	0	3	8	9	9	9	9	9	9	
Promedio	0	0	0	3	5	6	6	6	6	6	6	
% Semillas germinadas	0	0	0	12	21	24	24	24	24	24	24	

ESTADIO 3 (Fr ++)												
Muestra/Repetición	Días											
	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	
	Semillas germinadas											
N1/ 1	0	0	0	6	12	13	13	13	13	13	13	
N1/ 2	0	0	3	15	19	19	19	19	19	19	19	
N2/ 3	0	0	2	9	13	14	14	14	14	14	14	
N2/ 4	0	0	1	6	14	16	16	16	16	16	16	
Promedio	0	0	2	9	15	16	16	16	16	16	16	
% Semillas germinadas	0	0	6	36	58	62	62	62	62	62	62	

ESTADIO 4 (Fr +++)											
Muestra/Repetición	Días										
	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20
	Semillas germinadas										
N1/ 1	0	0	23	23	23	23	23	23	23	23	23
N1/ 2	0	0	19	19	19	19	19	19	19	19	19
N2/ 3	0	0	20	21	21	21	21	21	21	21	21
N2/ 4	0	0	17	17	17	17	17	17	17	17	17
Promedio	0	0	20	20	20	20	20	20	20	20	20
% Semillas germinadas	0	0	79	80	80	80	80	80	80	80	80

Velocidad de germinación



ANEXO 15

TEST DE TETRAZOLIO EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN

Muestra N1

ESTADIO	1		2		3		4	
FECHA DE RECOLECCIÓN	20/09/2010		20/10/2010		15/11/2010		17/12/2010	
REPETICIÓN	1	2	1	2	1	2	1	2
NºEMB VIVOS	15	13	69	68	83	92	84	86
NºEMB DETER /MUERTOS	85	87	31	32	17	8	16	14
TOTAL	100	100	100	100	100	100	100	100
X	15	13	69	68	83	92	84	86
Semillas Viables (%)	14.0		68.5		87.5		85.0	
Media de los % de viabilidad	14		69		88		85	
Desviación máxima admitida	13		18		13		14	
Diferencia entre repeticiones	2		1		9		2	
Satisfactoriedad del ensayo	Satisfactorio		Satisfactorio		Satisfactorio		Satisfactorio	
Observaciones	-	-	-	-	-	1 semilla (3 cot+ 2 emb)	1 semilla (3 cot)	-

Muestra N2

ESTADIO	1		2		3		4	
FECHA DE RECOLECCIÓN	20/09/2010		20/10/2010		15/11/2010		17/12/2010	
REPETICIÓN	1	2	1	2	1	2*	1	2
NºEMB VIVOS	9	6	82	93	94		87	87
NºEMB DETER /MUERTOS	91	94	18	7	6		13	13
TOTAL	100	100	100	100	100		100	100
X	9.0	6.0	82	93	94		87	87
Semillas Viables (%)	7.5		87.5		94.0		87.0	
Media de los % de viabilidad	8		88		94		87	
Desviación máxima admitida	10		13		10		13	
Diferencia entre repeticiones	3		11		0		0	
Satisfactoriedad del ensayo	Satisfactorio		Satisfactorio		Satisfactorio		Satisfactorio	
Observaciones	-	-	-	-	-	-	-	-

(*) Perdida de resultados, por inconvenientes en su evaluación.

ANEXO 16

TEST DEL ÍNDIGO CARMÍN EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN

Muestra N1

FECHA DE RECOLECCIÓN	20/09/2010		20/10/2010		15/11/2010		17/12/2010	
REPETICIÓN	1	2	1	2	1	2	1	2
NºEMB VIVOS	89	84	84	77	93	86	90	91
NºSEM DETER/MUERTOS	11	16	16	23	7	14	10	9
TOTAL	100	100	100	100	100	100	100	100
X	89	84	84	77	93	86	90	91
Semillas Viables (%)	86.50		80.5		89.5		90.5	
Media de los % de viabilidad	87		81		90		91	
Desviación máxima admitida	13		15		12		11	
Diferencia entre repeticiones	5		7		7		1	
Satisfactoriedad del ensayo	Satisfactorio		Satisfactorio		Satisfactorio		Satisfactorio	
Observaciones	-	-	-	-	-	1 semilla (3 cot+ 2 emb)	-	1 semilla con 3 cotiledones

Muestra N2

FECHA DE RECOLECCIÓN	20/09/2010		20/10/2010		15/11/2010		17/12/2010	
REPETICIÓN	1	2	1	2	1	2	1	2
NºEMB VIVOS	80	84	93	85	95	91	92	97
NºSEM DETER/MUERTOS	20	15	7	15	5	9	8	3
NºSEM VAN *	0	1	0	0	0	0	0	0
TOTAL	100	100	100	100	100	100	100	100
X	80	84	93	85	95	91	92	97
Semillas Viables (%)	82.0		89.0		93.0		94.5	
Media de los % de viabilidad	82		89		93		95	
Desviación máxima admitida	15		12		10		9	
Diferencia entre repeticiones	3		8		4		5	
Satisfactoriedad del ensayo	Satisfactorio		Satisfactorio		Satisfactorio		Satisfactorio	
Observaciones	-	-	-	-	-	1 semilla (3 cot+ 1 emb)	-	-

ANEXO 17

DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE GOMA POR EL MÉTODO DE HOJUELAS, EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN

Muestra N1

FECHA DE RECOLECCIÓN	20/09/2010				20/10/2010				Fecha: 15/11/2010				17/12/2010			
ENSAYO	TT		IC		TT		IC		TT		IC		TT		IC	
REPETICIÓN	1	2*	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2
PH 100 semillas (g)	33.56		34.9	33.94	21.98	22.33	22.40	22.15	21.41	21.08	20.96	20.89	19.74	20.10	20.05	19.81
PS 100 semillas a estufa (g)	10.84		10.84	10.84	19.70	19.70	19.70	19.70	18.43	18.43	18.43	18.43	18.60	18.60	18.60	18.60
PH hojuelas (g)	7.00		8.43	8.02	9.81	9.89	11.44	9.57	14.65	14.53	13.74	14.02	15.73	16.11	16.96	16.63
PS goma en hojuelas(g)	3.25		3.60	3.54	5.26	5.16	5.31	5.08	5.12	5.00	5.03	4.85	4.88	4.95	5.02	4.82
RENDIMIENTO HOJUELAS SECAS (%)	29.99		33.22	32.66	26.71	26.20	26.94	25.79	27.80	27.15	27.32	26.30	26.24	26.62	26.97	25.92
PROMEDIO DE GOMA	31.96				26.41				27.14				26.44			

PH: Peso húmedo, PS: Peso seco / *Pérdida de repetición (por inconvenientes en su secado)

Muestra N2

FECHA DE RECOLECCIÓN	20/09/2010				20/10/2010				Fecha: 15/11/2010				17/12/2010			
ENSAYO	TT		IC		TT		IC		TT		IC		TT		IC	
REPETICIÓN	1	2*	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2
PH 100 semillas (g)	40.16		37.58	36.46	23.35	22.21	24.11	24.01	20.96	21.26	21.45	20.80	20.10	20.15	20.60	20.23
PS 100 semillas (g)	10.84		10.84	10.84	17.68	17.68	17.68	17.68	17.88	17.88	17.88	17.88	18.67	18.67	18.67	18.67
PH hojuelas (g)	7.39		7.05	7.54	13.05	12.74	13.24	11.97	14.47	15.62	14.47	15.62	17.75	17.42	18.10	18.15
PS goma en hojuelas(g)	3.77		3.75	3.52	5.24	5.13	5.50	4.77	5.09	5.11	5.15	5.01	5.35	5.39	5.34	5.31
RENDIMIENTO HOJUELAS SECAS (%)	34.79		34.60	32.48	29.66	29.00	31.12	27.01	28.46	28.61	28.83	28.00	28.67	28.86	28.57	28.45
PROMEDIO DE GOMA	33.95				29.20				28.47				28.64			

PH: Peso húmedo, PS: Peso seco / *Pérdida de repetición (por inconvenientes en su secado)

ANEXO 18

DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE GOMA POR EL MÉTODO GRAVIMÉTRICO, EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN

1. Determinación del Contenido de Humedad (%)

Estadio	Muestra	Repetición	N° semillas	PH (g)	PS (g)	CH bh (%)	Promedio CH bh (%)
1	N1	1	3	1.3950	0.4969	64.38	64.6
	N1	2	3	1.5244	0.5358	64.85	
	N2	1	3	1.3718	0.4645	66.14	65.0
	N2	2	3	1.3925	0.5028	63.89	
2	N1	1	3	0.6085	0.5517	9.33	9.9
	N1	2	3	0.7142	0.6400	10.39	
	N2	1	3	0.5935	0.5307	10.58	10.9
	N2	2	3	0.6008	0.5333	11.24	
3	N1	1	3	0.6758	0.6230	7.81	8.7
	N1	2	3	0.6379	0.5767	9.59	
	N2	1	3	0.6623	0.6163	6.95	7.7
	N2	2	3	0.6561	0.6007	8.44	
4	N1	1	3	0.6267	0.5884	6.11	5.8
	N1	2	3	0.6012	0.5680	5.52	
	N2	1	3	0.6128	0.5880	4.05	3.8
	N2	2	3	0.6323	0.6094	3.62	

CH: Contenido de humedad, PH: Peso húmedo, PS: Peso seco

2. Rendimiento

Muestra correspondiente a 1g aproximadamente en peso húmedo

Estadio	Muestra	Repetición	N° semillas	Peso (g)				Rendimiento (%)	Promedio de Rendimiento (%)
				PH semilla	PS semilla	PS (tegumento+ cotiledon+eje)	PS Goma [Semilla- (teg+cot+eje)]		
1	N1	1	3	1.1598	0.4104	0.2507	0.1597	38.91	37.92
	N1	2	3	1.1833	0.4187	0.2641	0.1546	36.92	
	N2	1	3	1.0914	0.3818	0.2246	0.1572	41.18	40.04
	N2	2	3	1.0710	0.3747	0.2289	0.1458	38.91	
2	N1	1	5	1.1249	1.0140	0.6403	0.3737	36.85	34.17
	N1	2	5	1.1626	1.0479	0.7180	0.3299	31.49	
	N2	1	5	1.0338	0.9210	0.6358	0.2852	30.97	32.13
	N2	2	5	1.0349	0.9220	0.6151	0.3069	33.29	
3	N1	1	5	1.0908	0.9959	0.7171	0.2788	27.99	29.07
	N1	2	5	1.0779	0.9841	0.6875	0.2966	30.14	
	N2	1	5	1.0931	1.0090	0.7027	0.3063	30.36	31.24
	N2	2	5	1.0851	1.0016	0.6798	0.3218	32.13	
4	N1	1	5	1.0319	0.9719	0.7063	0.2656	27.33	29.24
	N1	2	5	1.0143	0.9553	0.6576	0.2977	31.16	
	N2	1	5	1.0222	0.9830	0.6816	0.3014	30.66	31.08
	N2	2	5	1.0067	0.9681	0.6631	0.3050	31.50	

ANEXO 19

DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE TANINOS POR EL MÉTODO VOLUMÉTRICO DEL PERMANGANATO, EN LOS CUATRO ESTADIOS DE MADURACIÓN

1. Determinación del Peso seco de la muestra (g)

Estadio	Muestra	Repetición	Muestra para extracto		
			Peso húmedo(g)	CH bh (%)	Peso seco (g)
1	N1	1	2.0009	9.99	1.8009
		2	2.0009	10.08	1.7991
		3	2.0004	10.08	1.7987
	N2	1	2.0004	9.82	1.8039
		2	2.0008	9.82	1.8042
		3	2.0004	9.82	1.8039
2	N1	1	2.0007	9.84	1.8039
		2	2.0003	9.89	1.8025
		3	2.0005	9.89	1.8027
	N2	1	2.0005	10.07	1.7991
		2	2.0000	10.07	1.7987
		3	2.0004	10.07	1.7990
3	N1	1	2.0008	10.60	1.7886
		2	2.0002	10.69	1.7864
		3	2.0000	10.69	1.7862
	N2	1	2.0006	10.69	1.7867
		2	2.0008	10.69	1.7869
		3	2.0009	10.69	1.7870
4	N1	1	2.0001	9.34	1.8134
		2	2.0006	9.39	1.8127
		3	2.0003	9.39	1.8124
	N2	1	2.0005	9.26	1.8153
		2	2.0002	9.26	1.8151
		3	2.0005	9.26	1.8153

CH: Contenido de humedad, bh: Base húmeda

2. Determinación del contenido de taninos

Estadio	Muestra	Rep	GASTO KMnO4 (ml)		DETERMINACIÓN DE TANINOS (1ml KMnO ₄ =4.2 mg TAN)					PROM
			Muestra	Muestra- Blanco	g TANINO x ml	mg TANINO en extracto	mg TANINO en 100g muestra	1g=1000 mg	% Tanino	
1	N1	1	3.5	1.37	5.740	1148	63744.8	63.74	63.74	75.45
		2	4.0	1.87	7.840	1568	87154.2	87.15	87.15	
		3	4.1	1.97	8.260	1652	91846.1	91.85		
	N2	1	3.9	1.77	7.420	1484	82267.2	82.27	82.27	82.26
		2	3.9	1.77	7.420	1484	82250.7	82.25	82.25	
		3	4.0	1.87	7.840	1568	86923.8	86.92		
2	N1	1	3.8	1.67	7.000	1400	77609.2	77.61	77.61	80.75
		2	3.9	1.77	7.420	1484	82330.5	82.33	82.33	
		3	3.9	1.77	7.420	1484	82322.3	82.32	82.32	
	N2	1	3.8	1.67	7.000	1400	77816.3	77.82	77.82	79.38
		2	3.9	1.77	7.420	1484	82505.8	82.51	82.51	
		3	3.8	1.67	7.000	1400	77820.1	77.82	77.82	
3	N1	1	3.8	1.67	7.000	1400	78272.6	78.27	78.27	80.67
		2	3.9	1.77	7.420	1484	83071.1	83.07	83.07	
		3	4.0	1.87	7.840	1568	87782.0	87.78		
	N2	1	3.7	1.57	6.580	1316	73653.9	73.65	73.65	79.92
		2	3.9	1.77	7.420	1484	83048.2	83.05	83.05	
		3	3.9	1.77	7.420	1484	83044.0	83.04	83.04	
4	N1	1	3.8	1.67	7.000	1400	77204.5	77.20	77.20	80.32
		2	3.9	1.77	7.420	1484	81868.8	81.87	81.87	
		3	3.9	1.77	7.420	1484	81881.1	81.88	81.88	
	N2	1	3.8	1.67	7.000	1400	77120.3	77.12	77.12	80.21
		2	3.9	1.77	7.420	1484	81759.8	81.76	81.76	
		3	3.9	1.77	7.420	1484	81747.5	81.75	81.75	

ANEXO 20

VALORES PARA LAS CORRELACIONES ENTRE EL CONTENIDO DE GOMA POR EL MÉTODO DE HOJUELAS CON LAS PRUEBAS DE VIABILIDAD (TETRAZOLIO E ÍNDIGO CARMÍN)

Test de Tetrazolio

Cuadro A: Porcentaje del contenido de goma por el método de hojuelas y semillas viables en cada repetición de las muestras N1 y N2, en los cuatro estadios de maduración del fruto

Muestra	Repetición	Estadio 1		Estadio 2		Estadio 3		Estadio 4	
		%Goma	%TT	%Goma	%TT	%Goma	%TT	%Goma	%TT
N1	1	29.99	15	26.71	69	27.80	83	26.24	84
	2	29.99*	13	26.20	68	27.15	92	26.62	86
N2	1	34.79	9	29.66	82	28.46	94	28.67	87
	2	34.79*	6	29.00	93	28.61	94	28.86	87
Promedio		32.39	11	27.89	78	28.01	91	27.60	86

*Valor del contenido de goma anterior en cada muestra (por pérdida de repetición debido a inconvenientes en su secado) para su correlación con los valores del test de tetrazolio.

Test de Índigo carmín

Cuadro B: Porcentaje del contenido de goma por el método de hojuelas y semillas viables en cada repetición de las muestras N1 y N2, en los cuatro estadios de maduración del fruto

Muestra	Repetición	Estadio 1		Estadio 2		Estadio 3		Estadio 4	
		%Goma	%IC	%Goma	%IC	%Goma	%IC	%Goma	%IC
N1	1	33.22	89	26.94	84	27.32	93	26.97	90
	2	32.66	84	25.79	77	26.30	86	25.92	91
N2	1	34.60	80	31.12	93	28.83	95	28.57	92
	2	32.48	84	27.01	85	28.00	91	28.45	97
Promedio		33.24	84	27.72	85	27.61	91	27.48	93

ANEXO 21

VALORES PARA LAS CORRELACIONES ENTRE EL CONTENIDO DE GOMA POR EL MÉTODO DE HOJUELAS CON EL ENSAYO DE GERMINACIÓN Y TIEMPO DE VIDA DEL FRUTO

Cuadro A: Porcentaje del contenido de goma promedio, germinación y tiempo de vida del fruto en los cuatro estadios de maduración del fruto.

Estadio	Mes	% Goma promedio	% Germinación	Tiempo de vida del fruto (meses)
1	Setiembre	32.96	0	0
2	Octubre	27.80	24	1
3	Noviembre	27.81	62	2
4	Diciembre	27.54	80	3

ANEXO 22

ANÁLISIS DE CORRELACIÓN DEL CONTENIDO DE GOMA Y TANINOS CON LOS ENSAYOS DE VIABILIDAD, GERMINACIÓN Y TIEMPO DE VIDA DEL FRUTO

CONTENIDO DE GOMA

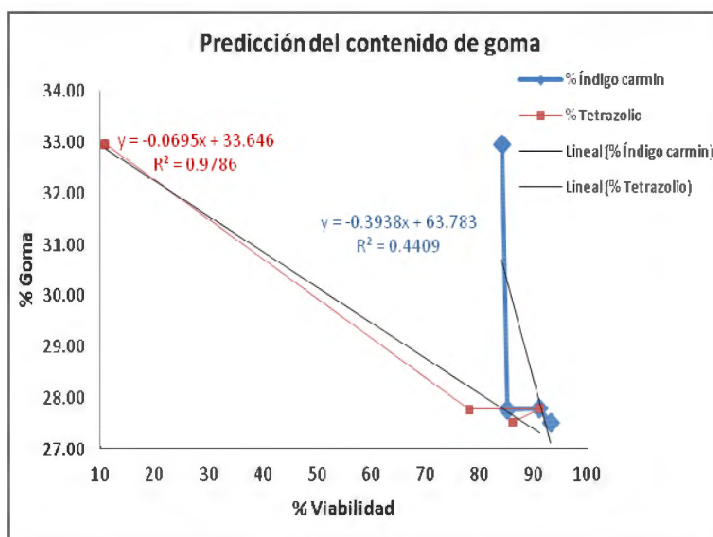


Figura A: Análisis de correlación entre el contenido de goma y las Pruebas de viabilidad

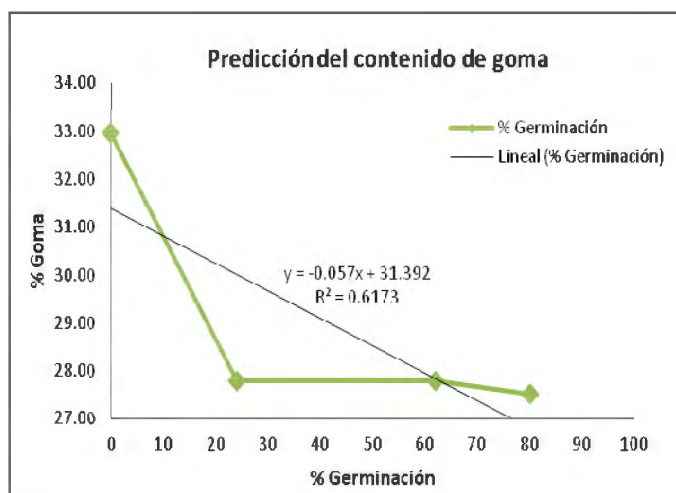


Figura B: Análisis de correlación entre el contenido de goma y el ensayo de germinación

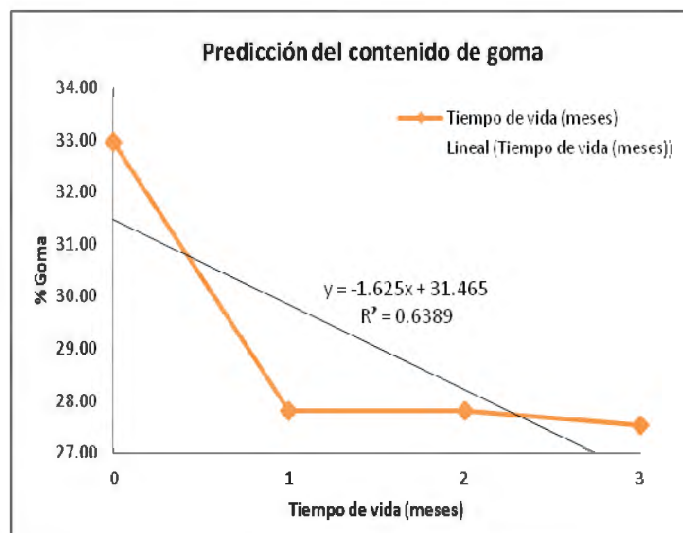


Figura C: Análisis de correlación entre el contenido de goma y el tiempo de vida del fruto

CONTENIDO DE TANINOS

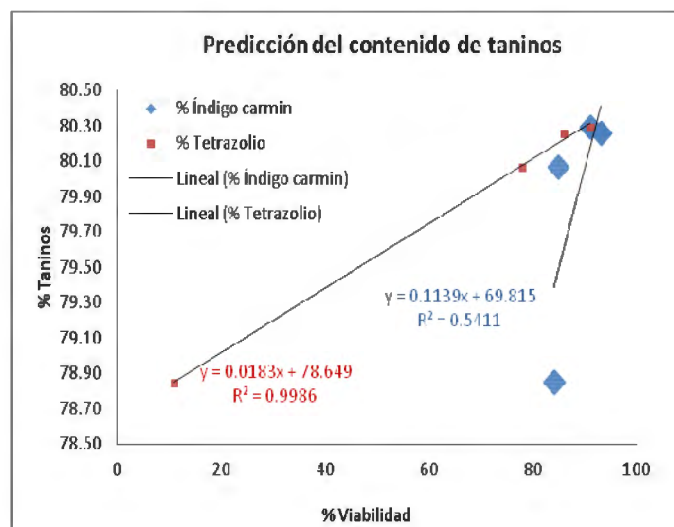


Figura D: Análisis de correlación entre el contenido de taninos y las Pruebas de viabilidad

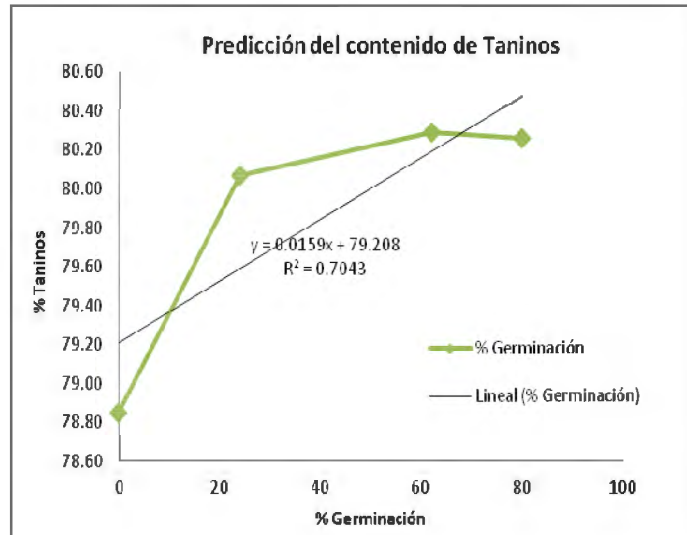


Figura E: Análisis de correlación entre el contenido de taninos y el ensayo de germinación

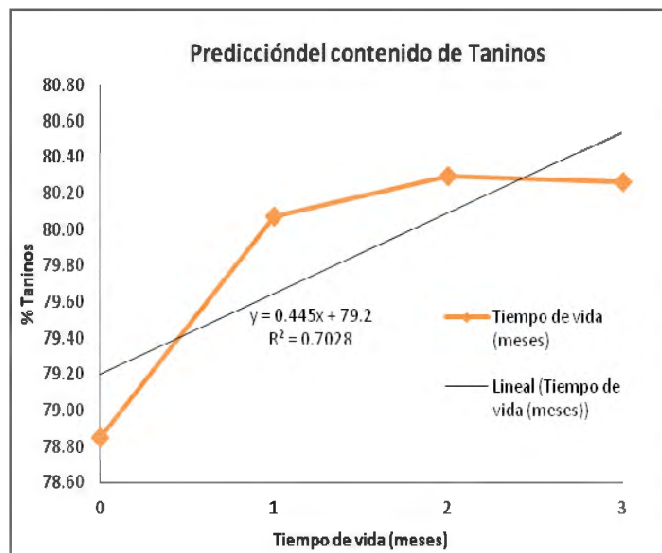


Figura F: Análisis de correlación entre el contenido de taninos y el tiempo de vida del fruto

ANEXO 23

NORMALIDAD DE DATOS

Definición de poblaciones

Población 1: Fruto perteneciente al estadio 1 de maduración recolectado en Setiembre

Población 2: Fruto perteneciente al estadio 2 de maduración recolectado en Octubre

Población 3: Fruto perteneciente al estadio 3 de maduración recolectado en Noviembre

Población 4: Fruto perteneciente al estadio 4 de maduración recolectado en Diciembre

Comprobación de la Normalidad de los datos

1. Planteamiento de Hipótesis:

H_0 : La distribución de datos presentan una distribución normal

H_1 : La distribución de datos no presentan una distribución normal

2. $\alpha = 0.05$

3. Regla de decisión tomando en cuenta el P-value:

Si el P-value < 0.05, entonces se rechaza la hipótesis nula (H_0)

Contenido de Goma (%) por el Método de hojuelas

Método	Muestra	Población 1	Población 2	Población 3	Población 4
Hojuelas	N1	29.99	26.71	27.80	26.24
		33.22	26.20	27.15	26.62
		32.66	26.94	27.32	26.97
			25.79	26.30	25.92
	N2	34.79	29.66	28.46	28.67
		34.60	29.00	28.61	28.86
		32.48	31.12	28.83	28.57
			27.01	28.00	28.45
P-Value =		0.430	0.190	0.793	0.095

Contenido de Goma (%) por el Método gravimétrico

Método	Muestra	Población 1	Población 2	Población 3	Población 4
Gravimétrico	N1	38.91	36.85	27.99	27.33
		36.92	31.49	30.14	31.16
	N2	41.18	30.97	30.36	30.66
		38.91	33.29	32.13	31.50

P-Value =	0.401	0.316	0.526	0.075
------------------	--------------	--------------	--------------	--------------

Ensayo de Germinación (% de semillas germinadas)

Ensayo	Muestra	Población 1	Población 2	Población 3	Población 4
Germinación	N1	0.00	24	52	92
		0.00	20	76	76
	N2	0.00	16	56	84
		0.00	36	64	68
P-Value =		-	0.45	0.57	0.858

Ensayo de Viabilidad (% de semillas viables)

Ensayo	Muestra	Población 1	Población 2	Población 3	Población 4
Tetrazolio (TT)	N1	15	69	83	84
		13	68	92	86
	N2	9	82	94	87
		6	93		87
P-Value =		0.692	0.332	0.222	0.155
Indigo carmín (IC)	N1	89	84	93	90
		84	77	86	91
	N2	80	93	95	92
		84	85	91	97
P-Value =		0.385	0.557	0.555	0.181

Contenido de Taninos (%) por el Método del Permanganato

Ensayo	Muestra	Población 1	Población 2	Población 3	Población 4
Taninos	N1	63.74	77.61	78.27	77.2
		87.15	82.33	83.07	81.87
			82.32		81.88
	N2	88.27	77.82	73.65	77.12
		82.25	82.51	83.05	81.76
			77.82	83.04	81.75
P-Value =		0.08	0.013	0.054	< 0.005