ESTUDIO SILVICULTURAL DE LA QUINA

Cinchona officinalis L.



PERÚ
Ministerio de Agricultura y Riego

inia
Instituto Nacional de Innovación Agraria

ESTUDIO SILVICULTURAL DE LA QUINA

Cinchona officinalis L.



MINISTERIO DE AGRICULTURA Y RIEGO

INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGRARIA

Ministro de Agricultura y Riego
Gustavo Eduardo Mostajo Ocola

Jefe del Instituto Nacional de Innovación Agraria
José Alberto Barrón López

Programa Nacional de Estudios e Investigación para el Desarrollo Forestal y Cambio Climático

Autores
Miguel Ángel Villar Cabeza, Fátima Elizabeth Marcelo Bazán, Juan Rodrigo Baselly Villanueva

Av. La Molina N°1981 – La Molina.
Central telefónica/Fax: (511) 240-2100 / 240-2350
Web: www.inia.gob.pe

ESTACIÓN EXPERIMENTAL AGRARIA BAÑOS DEL INCA
Jr. Wiracocha s/n, Baños del Inca – Cajamarca
Central telefónica: (51-076) 348-386
Correo electrónico: binca@inia.gob.pe

Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú N° 2018-19683

1a. Edición - Diciembre 2018
Tiraje: 1000 ejemplares

Todos los derechos reservados. Prohibida la reproducción de este libro por cualquier medio, total o parcialmente, sin permiso expreso.

Diseño e impresión:
Crear´t S.R.L.
Jr. 5 Esquinas #665 - Cajamarca
Creart_srl@yahoo.es

Impreso en Cajamarca, Perú



AGRADECIMIENTOS

La presente publicación se logró gracias al trabajo arduo del equipo de profesionales, técnicos y practicantes del Programa Nacional de Estudios e Investigación para el Desarrollo Forestal y Cambio Climático de la Estación Experimental Agraria Baños del Inca del Instituto Nacional de Innovación Agraria.

Los autores dan un agradecimiento muy especial por las facilidades brindadas a los propietarios de los terrenos Demetrio Saturnino Chávez Pérez, José Santo Colunche Agip, José Vásquez Cardozo y Antero Pérez Vásquez; pues sin este apoyo la ejecución de proyecto hubiera sido imposible.

La redacción de un libro es difícil y más si es de investigación, por lo cual no es posible su elaboración y publicación sin el aporte de opiniones y recomendaciones de otros profesionales. Los autores dan un agradecimiento especial por sus aportes en la revisión al Coordinador del Programa Nacional de Estudios e Investigación para el Desarrollo Forestal y Cambio Climático Ingeniero Forestal Ymber Flores Bendezú, a los docentes de la Escuela Académico Profesional de Ingeniería Forestal de la Universidad Nacional de Cajamarca Luis Dávila Estela, Walter Ricardo Roncal Briones y Oscar Rogelio Sáenz Narro; al Jefe del Laboratorio de Suelos de la Experimental Agraria Baños del Inca Tulio Velásquez Camacho; al Guardaparque del Bosque de Protección Luis Felipe García Llatas y al Ingeniero Forestal Jim Jairo Villena Velázquez.

ÍNDICE

	Pag.
RESUMEN	11
INTRODUCCIÓN	13
CAPÍTULO I	
Fenología de la *Cinchona officinalis* L.	19
1.1. MARCO TEÓRICO	21
1.2. METODOLOGÍA	23
1.3. RESULTADOS	28
1.3.1. FENOLOGÍA DE LA *Cinchona officinalis*	29
1.3.2. ETAPAS FENOLÓGICAS	31
1.3.3. RELACIÓN CON FACTORES CLIMÁTICOS	42
CAPÍTULO II	
Método óptimo de propagación *Cinchona officinalis* L.	49
2.1 MARCO TEÓRICO	51
2.2 METODOLOGÍA	55
2.2.1. PROPAGACIÓN SEXUAL	57
2.2.2. PROPAGACIÓN ASEXUAL	59
2.2.3. PROPAGACIÓN POR BRINZALES	60
2.3. RESULTADOS	61
2.3.1. PROPAGACIÓN SEXUAL	63
2.3.2. PROPAGACIÓN ASEXUAL	78
2.3.3. PROPAGACIÓN POR BRINZALES	78
2.3.4. PLAGAS EN VIVERO	83
2.3.5. LABORES CULTURALES	85
2.3.6. MÉTODO ÓPTIMO DE PROPAGACIÓN	86

Pag.

CAPÍTULO III
Caracterización Morfológica de la *Cinchona officinalis* L. 87
3.1. MARCO TEÓRICO 89
3.2. METODOLOGÍA 92
3.2.1. ELABORACIÓN DE LA GUÍA DESCRIPTORES MORFOLÓGICOS 92
3.2.2. CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA 93
3.2.2.1. ÁRBOLES 93
3.2.2.2. BRINZALES 95
3.2.2.3. PLÁNTULAS 95
3.2.3. CLAVE DICOTÓMICA 96
3.2.4. HERBORIZACIÓN 96
3.3. RESULTADOS 97
3.3.1. GUÍA DE DESCRIPTORES MORFOLÓGICOS PARA LA *Cinchona officinalis* L. 97
3.3.2. CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA 110
3.3.2.1. ÁRBOLES 110
3.3.2.2. BRINZALES 119
3.3.2.3. PLÁNTULAS 122
3.3.3. CLAVE DICOTÓMICA 126
3.3.4. HERBORIZACIÓN 127

CAPÍTULO IV
Calidad de sitio de la *Cinchona officinalis* L. 129
4.1. MARCO TEÓRICO 131
4.2. METODOLOGÍA 135
4.2.1. DETERMINACIÓN DE CLASES DE SITIO 135
4.2.2. DETERMINACIÓN DE PARÁMETROS EDAFOCLIMÁTICOS 138
4.2.3. CORRELACIÓN DEL ÍNDICE DE SITIO (IS) CON FACTORES EDAFOCLIMÁTICOS 138
4.3. RESULTADOS 139
4.3.1. CLASES DE SITIO 139
4.3.2. CARACTERÍSTICAS EDAFOCLIMÁTICAS 143
4.3.3. CORRELACIÓN DEL ÍNDICE DE SITIO CON FACTORES EDAFOCLIMÁTICOS 149
4.3.4. CALIDAD DE SITIO 149

CAPÍTULO V
Regeneración Natural de la *Cinchona officinalis* L. 151
5.1. MARCO TEÓRICO 153

	Pag.
5.2 METODOLOGÍA	158
5.3. RESULTADOS	161
5.3.1. ANÁLISIS DE VEGETACIÓN	161
5.3.2. CATEGORÍAS DE REGENERACIÓN NATURAL	164
5.3.3. CARACTERIZACIÓN ESTRUCTURAL	167
5.3.3.1. ESTRUCTURA HORIZONTAL	167
5.3.3.2. ESTRUCTURA VERTICAL	173
5.3.4. CARACTERIZACIÓN ECOLÓGICA	174
5.3.5. CONDICIÓN SILVICULTURAL	175
5.3.6. REGENERACIÓN NATURAL	175
CAPÍTULO VI	
Recurso agua en bosques naturales de la especie *Cinchona officinalis* L.	179
6.1. MARCO TEÓRICO	181
6.2. METODOLOGÍA	187
6.3. RESULTADOS	191
6.3.1. IDENTIFICACIÓN Y DELIMITACIÓN DE LAS MICROCUENCAS	191
6.3.2. IDENTIFICACIÓN DE CUERPOS DE AGUA	193
6.3.3. MEDICIÓN DE CAUDALES	196
6.3.4. DETERMINACIÓN DE PARÁMETROS GEOMORFOLÓGICOS DE LAS MICROCUENCAS	201
6.3.4.1. MICROCUENCA EL TINGO	201
6.3.4.2. MICROCUENCA LAYURAN	205
6.3.5. COBERTURA VEGETAL	207
6.3.5.1. MICROCUENCA LAYURAN	207
6.3.5.2. MICROCUENCA EL TINGO	212
6.3.5.3. ANÁLISIS DE LA COBERTURA VEGETAL	216
6.3.6. DATOS CLIMATOLÓGICOS	219
6.3.7. RELACIÓN RECURSO HÍDRICO- PRECIPITACIÓN - COBERTURA VEGETAL	221
ESTUDIOS COMPLEMENTARIOS *Cinchona officinalis* L.	225
REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	229
ANEXO	237

RESUMEN

El Perú es uno de los países con mayor masa boscosa en Latinoamérica pero está siendo afectado por la deforestación. Los bosques húmedos del Norte del país juegan un papel hidrológico y ecológico estratégico, en este ecosistema sobrevive la *Cinchona officinalis*, o más conocida como árbol de la Quina, Quina o Cascarilla. Esta especie que pertenece a la Familia Rubiaceae y representa en nuestro Escudo Nacional Peruano nuestra gran riqueza vegetal, puesto que su corteza contiene el alcaloide conocido como "Quinina", que sirvió para combatir el paludismo o malaria. En la antigüedad sufrió una explotación para la obtención de su corteza y actualmente viene siendo afectada por la expansión de la frontera agrícola, ganadera y demográfica.

La presente investigación tiene como finalidad valorar, recuperar y conservar la Quina, generando información de su fenología, propagación, morfología, calidad de sitio, regeneración natural y del recurso agua en bosques naturales; para así poder usar la especie en la lucha contra el cambio climático por los servicios ecosistémicos que brinda, recuperación de ecosistemas y ser considerada en planes de forestación con un fin industrial.

Summary

Peru is one of the countries with the highest forest mass in Latin America, but is being affected by deforestation. Rainforests in the North of the country play a strategic hydrological and ecological role, in this ecosystem survives the *Cinchona officinalis*, or better known as the Quina, Quina tree, Quina or Cascarilla. This species that belongs to the Rubiaceae Family and represents our great vegetal wealth, in our Peruvian coat of arms since its bark contains the alkaloid known as "Quinina", which served to fight paludism or malaria. In the antiquity it underwent exploitation for its or bark and it is currently being affected by expansion of the agricultural, livestock and demographic frontier.

The purpose of this research is to value, recover and preserve Quina, generating information on its phenology, propagation, morphology, site quality, natural regeneration and water resources in natural forests; in order to use the species in the fight against climate change for the ecosystem services it provides, ecosystem recovery and to be considered in afforestation plans with an industrial purpose.

Resumo

O Peru é um dos países com maior massa florestal na América Latina, mas está sendo afetado pelo desmatamento. As florestas úmidas do norte do país desempenham um papel hidrológico e ecológico estratégico, neste ecossistema sobrevive a *Cinchona officinalis*, ou mais conhecida como árvore da Quina, Quina ou Cascarilla. Esta espécie pertencente à Família Rubiaceae e representa em nosso Escudo Nacional Peruano nossa grande riqueza vegetal, já que sua casca contém o alcaloide conhecido como "Quinina", que serviu para combater a malária ou a febre amarela. Na antiguidade sofreu uma grande exploração para obter a sua casca e atualmente está sendo afetada pela expansão da fronteira agrícola, pecuária e demográfica.

O objetivo desta pesquisa é valorar, recuperar e preservar a Quina, gerando informação sobre sua fenologia, propagação, morfologia, qualidade do sítio, regeneração natural e recursos hídricos em florestas naturais; a fim de poder utilizar a espécies na luta contra as mudanças climáticas pelos serviços ecossistêmicos que proporciona, a recuperação dos ecossistemas e ser considerada nos planos de florestamento com finalidade industrial.

INTRODUCCIÓN

El Perú es uno de los países con mayor masa boscosa en Latinoamérica, con una superficie de 73 280 424 hectáreas que representan el 57,3 % del territorio nacional (MINAM 2016). Los bosques húmedos o Montanos Occidentales del Norte representan el 0,18 % masa forestal del país con 133 378 ha (MINAM y MINAGRI 2011). Estos bosques están siendo deforestados, perdiéndose 113 000 ha anualmente en el país (GGGI *et al*. 2015); siendo considerados muy frágiles pues juegan un papel hidrológico y ecológico estratégico, y están siendo amenazados por la rápida colonización en su escasa extensión (Torres 2013). La especie más célebre de estos ecosistemas resulta ser el más escaso, la Quina, árbol de la Quina o *Cinchona officinalis.*, considerada por los botánicos como una joya por sus cualidades astringentes, antisépticas, febrífugas, cicatrizantes y tónicas (MINAM 2014).

- **El árbol de la Quina:** La especie forestal nativa "*Cinchona officinalis*", conocida comúnmente como árbol de la Quina, Quina o Cascarilla, es un árbol que florece en Perú, Ecuador, Bolivia y Colombia (Larreategui 2009). Su historia se remonta a la época del Virreinato del Perú, para ser específicos al año 1638, donde se cuenta que Francisca Enríquez, Condesa de Chinchón, esposa del Virrey del Perú, fue curada del paludismo con una preparación de la corteza de esta especie (Zevallos 1989).

- **Importancia**: Especie de gran importancia cultural, representando en el Escudo Nacional Peruano la riqueza del reino vegetal de nuestro país; tiene importancia medicinal, pues contiene el alcaloide conocido como "quinina", obtenido de la corteza que produce en promedio 4% de alcaloide cristalizable y 1% de sulfato de quinina (Hodge 1947), que salvó al mundo del paludismo o malaria, considerándose el mayor aporte de la especie (Álvarez 2013), importancia ambiental – forestal, porque brinda servicios ecosistémicos como la mitigación de gases de efecto invernadero, belleza paisajística, regulador del ciclo hidrológico y climático, además su madera tiene buena calidad para tablas, ebanistería, y usado en la construcción de viviendas o como postes para linderos (Zevallos 1989); importancia económica, es cotizado por su gran valor en el mercado nacional e internacional tanto para la industria farmacéutica como para la producción de agua tónica y del amargo de angostura, empleados para la preparación del pisco sour, cóctel nacional del Perú (RPP 2018).

- **Problemática**: La principal amenaza que sufrió esta especie fue la explotación de los árboles para la obtención de su corteza en el siglo XVII, sacrificando la mayoría de los árboles adultos. Actualmente la expansión de la frontera agrícola, ganadera y demográfica, ha provocado la reducción de las poblaciones de Quina (Anda 2002, Madsen 2002). Considerada en peligro de extinción por el uso indiscriminado de su corteza que aproximadamente el 60% se utilizan en la producción de medicamentos y el 40% restante en la industria de alimentos y bebidas (Condor *et al*. 2009). A pesar de esto no está incluida en la Resolución Ministerial N° 505-2016-MINAGRI, que aprueba la clasificación oficial de especies de flora silvestre categorizadas como

amenazadas; estando incluidas sólo la *C. pubescens* Vahl y la *C. calisaya* Wedd, en la categoría de especies casi amenazadas.

- **Distribución de la especie**: Zevallos (1989), menciona que esta especie es la que mayor amplitud presenta, encontrándose en ambas vertientes de la Cordillera de los Andes, desde Colombia, Ecuador, Perú hasta Bolivia. Estando presente en el Perú, en los departamentos de Amazonas, Cajamarca, Piura, Lambayeque, San Martín, Huánuco, Pasco, Junín, Madre de Dios y Puno. Según Álvarez (2013) se distribuye principalmente en el Norte del Perú (Cajamarca y Piura) y en el Sur de Ecuador. Y en el departamento de Cajamarca se encuentra distribuida en las provincias de Chota, Cutervo, Santa Cruz y Jaén.

- **Taxonomía de la especie:** Según Gernandt (2017) *es*:

Reino	**:**	Plantae
Sub reino	**:**	Tracheophyta
División	**:**	Magnoliophyta
Clase	**:**	Magnoliopsida
Subclase	:	Asteridae
Orden	:	Rubiales
Familia	:	Rubiaceae
Subfamilia	:	Cinchonoideae
Género	:	*Cinchona*
Especie	:	*Cinchona officinalis* L.
Nombre común	:	Árbol de la Quina, Quina, Cascarilla

La *Cinchona officinalis* pertenece a la familia Rubiaceae, taxón cosmopolita con mayor presencia en las regiones tropicales y subtropicales; es una de las más diversas al nivel mundial, ya que ocupa el cuarto lugar después de Asteraceae, Orchidaceae y Poaceae, con alrededor de 10 700 especies (Mabberley, citado por Mendoza *et al.* 2004). El género *Cinchona* está conformado por 23 especies, árboles de tamaño mediano a pequeño o arbustos con corteza amarga (Madsen, 2002).

- **Factores ecológicos:** La *Cinchona officinalis* , se la ha encontrado en un rango altitudinal de 2400 a 3000 msnm; se distribuye predominantemente en ceja de selva, generalmente cálida y húmeda, con precipitaciones abundantes y persistentes y nubosidad casi todo el año, en las zonas altas la topografía ondulada y empinada con bastante influencia en el microclima y en las zonas bajas dominantemente colinadas, casi sin influencia climática (Zevallos 1989); suelos coluviales, jóvenes, de mediana profundidad, de moderados a ricos en materia orgánica, con clase textural que van desde Franco Arcillo Arenosos, Franco Arcillosos, Arcillosos, Franco Arcillo Arenosos, Franco Arenosos, Arcillo Arenosos, con pH ácidos, pendiente que van desde 15 al 60%, pedregosidad de baja a media.

La presente investigación tiene como finalidad valorar, recuperar y conservar la Quina generando información de su fenología, propagación, morfología, calidad de sitio, regeneración natural y el recurso agua en bosques naturales; para así poder usar la especie en la lucha contra el cambio climático por los servicios ecosistémicos que brinda, recuperación de ecosistemas y ser considerada en planes de forestación con un fin industrial.

- **Ubicación Política de la investigación:** Se desarrolló en la provincia de Chota, distrito de Querocoto, Centros poblados (C.P) de San Luis y Paraguay, ubicados en la Zona de amortiguamiento del Bosque de Protección de Pagaibamba, teniendo las siguientes coordenadas UTM en la zona 17S:

  - **C.P Paraguay:**
    Este : 712109.82
    Norte : 9296326.06

  - **C.P San Luis:**
    Este : 715748.16
    Norte : 9295882.62

  El distrito de Querocoto colinda por el NorEste con la provincia de Cutervo, por el Sur con los distritos de Huambos y Llama de la provincia de Chota y por el Oeste con el distrito de Miracosta y San Juan de Licupis de la provincia de Chota.

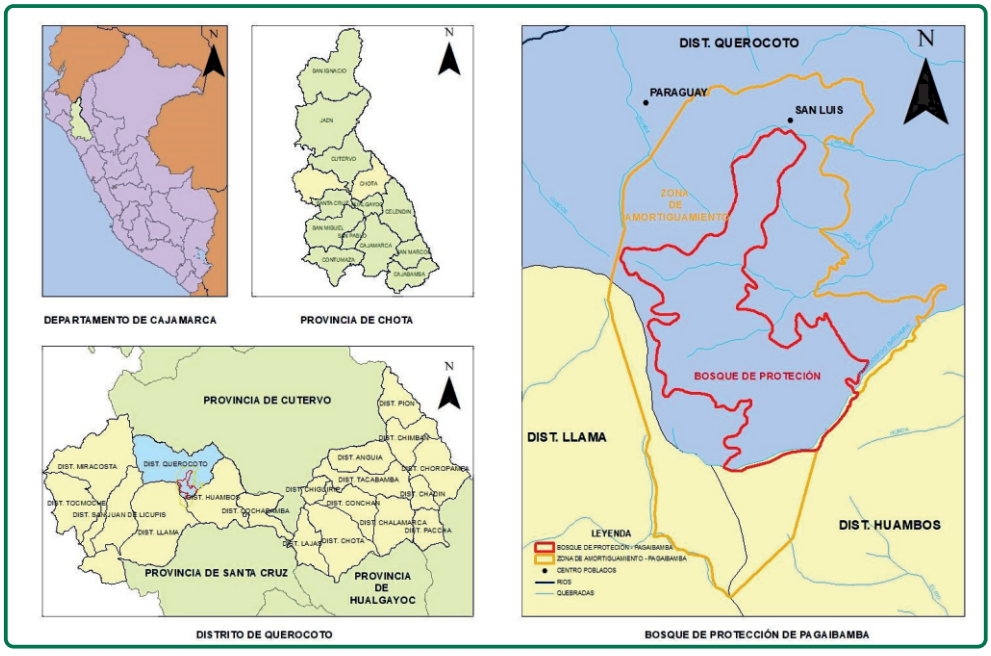


Figura 1: Mapa de ubicación y localización de la zona del proyecto

- **Zonas de Vida:** De acuerdo a SERNANP (2017), existe a nivel mundial 117 zonas de vida, determinado en función al Sistema Holdridge, de los cuales el Perú posee 84 zonas de vida y 17 de carácter transicional. Sánchez (2011), describe 18 zonas de vida para Cajamarca basándose en el mapa nacional; y utilizando la base de datos de la ZEE (2016), el área donde se desarrolló la investigación pertenece a:

  - bosque húmedo – Montano Bajo Tropical (bh-MBT) - C.P. San Luis.

  - bosque húmedo – Montano Tropical (bh – MT) - C.P. Paraguay.

La *Cinchona officinalis* se ha encontrado bajo tres condiciones, las cuales se han denominado como formaciones vegetales:

- **Bosque no intervenido:** Bosques relictos donde no hay intervención antrópica, acá se encuentra al árbol de la Quina, distribuido en todo el bosque y estrato de este, en combinación con las diferentes especies de los diferentes estratos del bosque y altamente parasitadas por plantas epífitas.

- **Bosque intervenido:** Bosques en donde hay ligera intervención antrópica, instalación de potreros para la actividad pecuaria, el árbol de la Quina se la encuentra distribuida en toda esta área en combinación de las diferentes especies y altamente parasitadas por plantas epífitas.

- **Área agropecuaria:** Zonas altamente intervenidas antrópicamente (instalación de potreros, ampliación de frontera agrícola y vivienda), en este caso la especie se encuentra en linderos o en su defecto distribuido y/o disperso en el interior de los predios.

Los objetivos desarrollados en el Proyecto fueron:

- **Fenología:** Permitió conocer los patrones de formación de hoja, defoliación, floración, fructificación y dispersión de semillas de esta especie, siendo importante para la conservación del recurso genético y el manejo forestal del árbol de la Quina, pues permitirá establecer las épocas más adecuadas de la colecta de semillas para la propagación de la especie y ser considerada en planes de forestación.

- **Método óptimo de propagación:** Se identificó el método óptimo para propagar el árbol de la Quina, además de generar el paquete tecnológico para su propagación a gran escala en cualquier vivero que presente las condiciones climáticas donde se pueda desarrollar la especie. Los métodos que se han investigado son la propagación sexual (semillas), asexual (estacas y esquejes) y por brinzales.

- **Caracterización morfológica.** Se generó la guía de descriptores morfológicos para la caracterización morfológica del árbol de la Quina y se realizó su caracterización al detalle desde la semilla hasta el árbol, además de contar con el herbario de la especie.

- **Calidad de sitio:** Se determinó la calidad de sitio para la especie en bosques naturales a través de la evaluación de su interacción con los factores edáficos y climáticos.

- **Regeneración natural:** Se determinó la dinámica de la renegación del bosque donde se estudió al árbol de la Quina con la finalidad de tener información para futuros trabajos de restauración de ecosistemas.

- **Recurso agua en bosques naturales:** Se determinó el recurso agua en el bosque donde se estudió al árbol de la Quina, evaluando su comportamiento y la influencia de la cobertura vegetal en este recurso.

Fenología de la *Cinchona officinalis* L.



CAPÍTULO I

1.1. MARCO TEÓRICO

- **Fenología y su importancia:** Según Mantovani *et al.* (2003), la fenología es el estudio de las fases o actividades periódicas y repetitivas del ciclo de vida de las plantas y su variación temporal a lo largo del año; BOLFOR *et al.* (2000), la define como el estudio de la variación temporal de los ciclos reproductivos de los vegetales y es importante en el estudio ecológico de plantas y de bosques en general. Para Fournier y Charpantier (1978) es el estudio de los fenómenos biológicos acomodados a cierto ritmo periódico como la brotación, maduración de frutos y otros.

  Mantovani *et al.* (2003), mencionan que conocer sobre fenología proporciona información de disponibilidad de recursos a lo largo del año y permite determinar estrategias de colecta de frutos, favoreciendo la calidad y cantidad de semillas; Justiniano y Fredericksen (2000), Mantovani *et al*. (2003), BOLFOR *et al.* (2000), Mooney *et al.* (1980) y Huxley (1983), sostienen que el conocimiento de la fenología contribuye al entendimiento de patrones reproductivos y vegetativos de las plantas como la floración, fructificación y dispersión de semillas de especies de interés; información importante para el manejo de los recursos naturales, para el manejo forestal de especies maderables y para la vida silvestre; viveros forestales, conservación de recursos genéticos y en el aprovechamiento forestal, además contribuye con información para la toma de decisiones de cuándo y cómo realizar los planes de corta, pues si se decide realizarlos, sería más conveniente después de la época reproductiva, porque las especies secundarias regeneran mejor.

  Gómez (2010), considera que la fenología tiene como campo numerosas aplicaciones prácticas y científicas, la más común es la que establece calendarios para la recolección de fruto y semilla, aplicaciones para manejo silviculturales, comprensión de dinámica de comunidades, relaciones con fauna, planta – suelo y fenómenos hídricos, establecimiento de cultivos y huertos semilleros, hasta formas avanzadas que se relacionan con la dendrocronología y dendroclimatología.

- **Efectos del clima en la fenología:** Para Vílchez y Rocha (2004), la fenología es una rama de la ciencia bioclimática que trata de relacionar la dependencia de los estadíos de desarrollo en los seres vivos (brotación, foliación, floración, maduración del fruto, cambio de color de la hoja, caída de la hoja) respecto de las condiciones meteorológicas, mientras que Yzarra y López (s.f), mencionan que la fenología es la rama de la agrometeorología que trata del estudio de la influencia del medio ambiente físico sobre los seres vivos y se realiza a través de las observaciones de los fenómenos o manifestaciones de las fases biológicas resultantes de la interacción entre los requerimientos climáticos de la planta y las condiciones de tiempo y clima reinantes en su hábitat.

  Chuine y Beaubien (2001), mencionan que la interacción entre fenología y clima es de gran importancia para predecir la respuesta de las comunidades vegetales al cambio climático, siendo la floración la etapa fenológica más sensible a estos cambios. Para Bradley *et al.* (1999), el

principal factor climático que afecta la fenología de las plantas es la temperatura y se sabe que los incrementos de esta pueden ser detectados fácilmente en los datos fenológicos; la temperatura y el calentamiento que se ha experimentado en las últimas décadas han mostrado su efecto en la fenología, provocando en la mayoría de los casos adelantamiento de los eventos fenológicos de primavera y un alargamiento de la época de desarrollo.

Según Alvarado *et al*. (2002), los cambios en el ambiente ejercen diferentes presiones en las plantas e influyen de forma única en el desarrollo de estas. Podemos encontrar plantas donde el fotoperiodo es determinante, otras donde la disponibilidad de agua es el factor que desencadene un determinado evento fenológico. Para los bosques boreales y templados, la fenología está principalmente controlada por la temperatura, siendo el factor determinante de los patrones fenológicos y afectaría el periodo de inicio de la estación de crecimiento y por lo tanto su duración, en los bosques mediterráneos está afectada por la disponibilidad de agua, que tiene efecto directo en el desarrollo del área foliar más que el desarrollo de los eventos fenológicos, en las regiones tropicales la mayoría de las plantas leñosas producen nuevas hojas, flores y frutos, lo cual sugiere que los cambios fenológicos representan adaptaciones a factores bióticos y/o abióticos.

- **Evaluación fenológica del crecimiento vegetativo:** Para Costa (1996), el análisis del crecimiento vegetativo es de suma importancia y este tiene relación directa en la evaluación fenológica, pues el análisis se realiza en las hojas puesto que representan una unidad muy conveniente para el análisis del crecimiento vegetativo, no sólo por el papel fundamental que desempeñan sino porque se puede identificar con facilidad y en algunos casos hasta contar. En algunos estudios fenológicos se acostumbra simplemente registrar el cambio de hojas cualitativamente es decir presencia o ausencia, estimar la frecuencia relativa con categorías arbitrarias como hojas jóvenes, adultas o envejecidas, procedimiento justificado básicamente para árboles muy altos o con un número muy grande de hojas pues al no ser cuantificables impiden o dificultan la revelación de patrones de sustitución foliar, especialmente en especies perennifolias.

- **Evaluación fenológica del crecimiento reproductivo:** Costa (2002), considera que las fenofases de un árbol no son independientes entre sí, aunque la polinización de las flores, dispersión de frutos y germinación de semillas sean asuntos que habitualmente se tratan por separados; la floración, antecede el desarrollo y dispersión de los frutos y la germinación de las semillas; de igual forma la foliación y la floración pueden estar correlacionadas.

- **Etapas fenológicas y fenofases:** Gastiazoro, citado por Alvarado y Encalada 2010, sostiene que los fenómenos periódicos que presentan las plantas y su relación con las condiciones ambientales se denominan etapas fenológicas y están comprendidas de fenofases, estas manifestaciones externas se producen en los vegetales, con algunas variaciones, año tras año. Gómez (2010), menciona que los eventos fenológicos llamados fenofases recogen diferentes fenómenos reproductivos, vegetativos y de crecimiento de las plantas, las mismas que se capturan median-

te observaciones que pueden ser detalladas o generales, colectivas o específicas, cuantitativas o cualitativas, macroscópicas o microscópicas, directas o indirectas y con posibilidades de ser asociadas con un alto número de factores causales; mientras que Bello (1983), define algunos términos relacionados con la fenología como, “fenofase", que es cada fase distinta dentro del ciclo de vida de una especie.

Para los estudios fenológicos poblacionales, usualmente, es necesario tener información sobre la frecuencia (número de ciclos por año con respecto a una fase), regularidad (variabilidad en espacios de las fenofases o ciclos), duración (espacio de tiempo de cada ciclo o fenofase), amplitud (intensidad o cantidad de la fenofase) y sincronía (ocurrencia simultánea de una fenofase) de una fase fenológica (Newstron *et al.* 1994).

1.2. METODOLOGÍA

Para la evaluación fenológica de la *Cinchona officinalis*, se aplicó una metodología básica, cuantitativa, descriptiva, con fuente de datos primaria y secundaria, experimental y no experimental, transversal, analítica, de observación, comparativa e interpretativa la misma que se realizó en campo y en gabinete.

La evaluación se realizó por un periodo aproximado de 3 años, 2016 (periodo Junio a diciembre), el año 2017 y el 2018 (periodo enero a octubre), esto según lo mencionado por Newstron et *al.* (1994), quienes indican que un año de evaluación se considera como mínimo para determinar la frecuencia y regularidad de una determinada fenofase; y para especies con floración supra-anual es necesario evaluar más de dos años, para determinar la duración en cada fenofase; considerando las variaciones climatológicas que presenta cada año y el desconocimiento de los patrones fenológicos de la especie.

- **Diseño de muestreo:** El tipo de diseño de muestreo utilizado fue el “*Muestreo Aleatorio Simple*” (Figura 2), pues según BOLFOR *et al.* (2000), quienes manifiestan en el “Manual de Métodos Básicos de Muestreo y Análisis en Ecología Vegetal”, que este es el más sencillo de todos y de aplicación más general; pues se emplea en aquellos casos en que se dispone de poca información previa acerca de las características de la población a medirse.

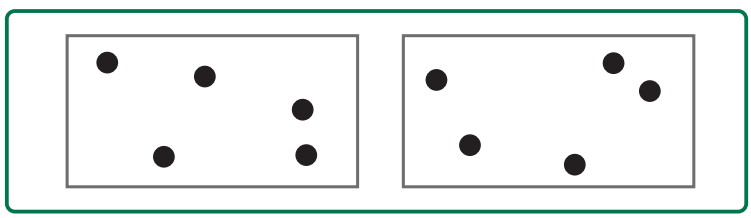


Figura 2: Muestreo Aleatorio Simple

- **Reconocimiento del área en estudio:** Al realizar el reconocimiento del área de estudio, por el tipo de características presentadas, se decidió que las unidades muéstrales estarían conformadas por parcelas de evaluación y árboles individuales.

  Se seleccionaron 08 parcelas de evaluación, según lo indicado por Pinelo (2004) en el "Manual de Inventario Forestal Integrado para Unidades de Manejo" de la WWF y por el MINAM (2015) en la "Guía de inventario de flora y vegetación", la misma que recomienda que para bosques de la región andina se debe tener un tamaño mínimo de unidad muestral de 0.25 ha^{-1}; parcelas de radio de 12.5 m, con la finalidad de obtener el tamaño mínimo de unidad muestral, recomendada también por la "Guía para la Instalación y Evaluación de Parcelas Permanentes de Muestreo de Bolivia" de 1999.

  Para los árboles referenciales se identificaron y seleccionaron 10 individuos de toda la población existente, los mismos que fueron escogidos bajo ciertos criterios básicos como, buen estado fitosanitario, arquitectura del árbol, tipo de fuste, copa densa, que estén comprendidos entre fustales y maduros (estando en la edad fisiológica de reproducción para realizar la evaluación fenológica).

- **Instalación de unidades muestrales:**

  Parcelas de evaluación: Después de haber realizado la selección de las unidades muestrales se procedió a realizar la instalación de las parcelas, eligiendo parcelas circulares, con un radio de 12.5 m, delimitándolas con rafia; finalmente se procedió a la marcación y codificación de los árboles encontrados en cada unidad de evaluación con esmalte color amarillo y placas de identificación.



Foto 1: Instalación de parcelas de evaluación



Foto 2: Codificación de árboles comprendidos en las parcelas

Árboles referenciales: Newstron et *al.* (1994), refieren que el número de individuos a evaluar debe ser lo suficiente (mínimo 5) como para determinar la sincronía y la amplitud entre individuos, para especies dioicas el número de individuos debe ser mayor. En base a esta consideración se seleccionaron los individuos, procediéndose a realizar la marcación y codificación con esmalte color amarillo y placas de identificación.





Foto 3 y 4: Codificación y colocación de placas en árboles referenciales

- **Georreferenciación de unidades muéstrales**: Con la ayuda de un dispositivo electrónico, navegador GPS marca Garmin modelo Oregón 750, se realizó la georreferenciación de las parcelas de evaluación (centroide) y de cada uno de los árboles referenciales; con el objetivo de generar un mapa que facilite su ubicación, para futuras investigaciones.



Foto 5: Georeferenciación de parcelas y árboles referenciales

- **Evaluación de etapas fenológicas**: Después de seleccionar los árboles a evaluar, se procedió a realizar de forma mensual las evaluaciones de las diferentes etapas fenológicas y de las fenofases; la misma que se realizó mediante la observación directa con la ayuda de binoculares. La información generada se registró en el formato N° 1: Estado fenológico de los individuos (parcelas) y formato N° 2: Estado fenológico de los individuos (árboles).

Formato 1: Estado fenológico de la especie

Evaluadores: N° de parcela

Coordenadas: Localidad:

Altitud: Fecha de evaluación:

Observaciones:

		Hojas				Flor			Fruto	
Especie	N° Árbol	Nuevas	Maduras	Amarillas	Sin / caídas	Inicio	Pico	Inmaduro	Maduro	Dehiscencia/ Diseminación de semilla

Nota: los valores fenológicos son las categorías del porcentaje de cada fenofase en un individuo, de acuerdo a las siguiente clasificación: 0= 0%, 1= 1-15%, 2= 15-80%, 3= 80 -100% (Modificado de Rivera y Borchert, Com. Pers)

Formato 2: Estado fenológico de la especie

Evaluadores: N° de árbol

Coordenadas: Localidad:

Altitud: Fecha de evaluación:

Observaciones:

		Hojas				Flor			Fruto	
Especie	N° Árbol	Nuevas	Maduras	Amarillas	Sin / caídas	Inicio	Pico	Inmaduro	Maduro	Dehiscencia/ Diseminación de semilla

Nota: los valores fenológicos son las categorías del porcentaje de cada fenofase en un individuo, de acuerdo a las siguiente clasificación: 0= 0%, 1= 1-15%, 2= 15-80%, 3= 80 -100% (Modificado de Rivera y Borchert, Com. Pers)




Foto 6 y 7: Evaluación y registro fenológico

- **Datos climatológicos:** Los parámetros climatológicos son muy importantes pues influyen en la fenología, por lo cual para la obtención del registro se utilizó una estación meteorológica portátil Weatherhawk, la misma que se instaló en la zona en estudio, se obtuvo además datos disponibles del Servicio Nacional de Meteorológica e Hidrología del Perú (SENAMHI), ANA (2018) y NASA (2018). Los parámetros considerados para la evaluación por su influencia en la fenología fueron: Temperatura, precipitación, radiación solar y humedad relativa, en base a la bibliografía consultada de Chuine y Beaubien (2001), Bradley *et al.* (1999) y Alvarado *et al*. (2002).



Foto 8: Instalación de estación meteorológica portátil Weatherhawk

- **Sistematización, procesamiento, análisis e interpretación de información**: Con los datos registrados en campo, se procedió a generar la base de datos, para después proceder a la sistematización. El procesamiento de la información de los patrones fenológicos se realizó mediante el programa informático Microsoft Excel, con la información generada se realizó el análisis e interpretación, la misma que sirvió para determinar la fenología de la especie y la elaboración del calendario fenológico.

- **Relación parámetros climáticos fenología:** Con los datos obtenidos y procesados con el programa informático Microsoft Excel, se analizó la relación que existe entre los 04 parámetros climatológicos y la fenología.

1.3. RESULTADOS

Se identificaron y georeferenciaron las unidades muestrales, 08 parcelas circulares y 10 árboles referenciales, generando los mapas de ubicación y localización respectivos.

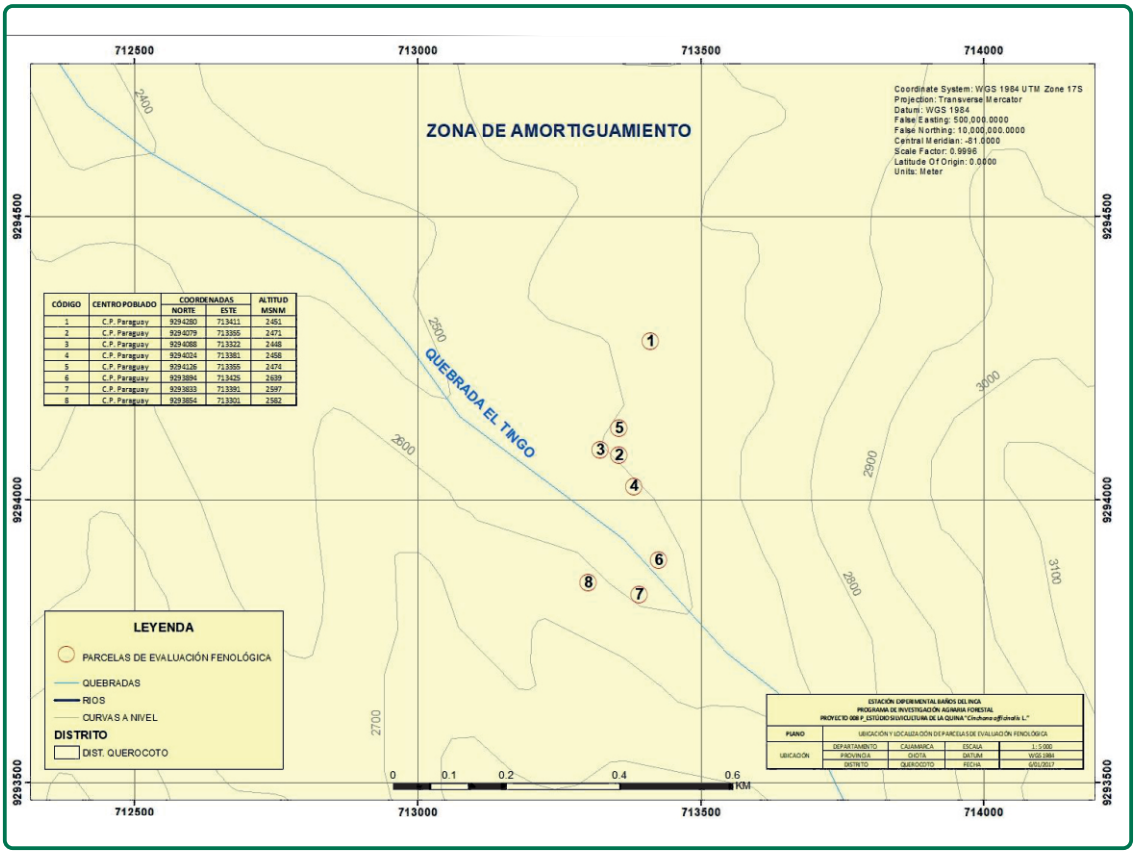
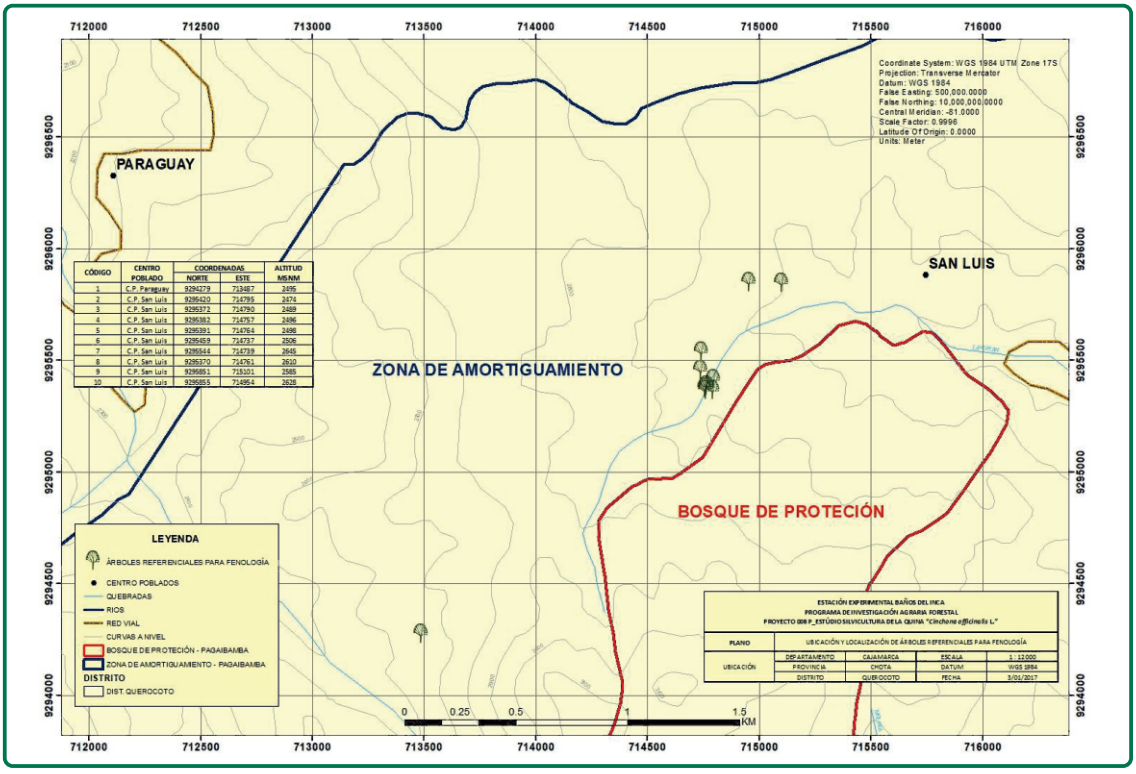


Figura 3: Mapa de ubicación y localización de las parcelas de evaluación



CÓDIGO	CENTRO POBLADO	COORDENADAS NORTE	COORDENADAS ESTE	ALTITUD MSNM
1	C.P. Paraguay	9294279	713487	3495
2	C.P. San Luis	9295420	714795	3474
3	C.P. San Luis	9295372	714790	3489
4	C.P. San Luis	9295383	714757	3496
5	C.P. San Luis	9295391	714764	3498
6	C.P. San Luis	9295459	714737	3506
7	C.P. San Luis	9295544	714739	3646
8	C.P. San Luis	9295370	714761	3510
9	C.P. San Luis	9295851	715101	3585
10	C.P. San Luis	9295855	714964	3626

ESTACIÓN EXPERIMENTAL BAÑOS DEL INCA PROGRAMA DE INVESTIGACIÓN AGRARIA FORESTAL PROYECTO BIRF_ESTUDIO SILVICULTURA DE LA QUINA "*Cinchona officinalis* L."				
PLANO	UBICACIÓN Y LOCALIZACIÓN DE ÁRBOLES REFERENCIALES PARA FENOLOGÍA			
UBICACIÓN	DEPARTAMENTO	CAJAMARCA	ESCALA	1 : 12000
	PROVINCIA	CHOTA	DATUM	WGS 1984
	DISTRITO	QUEROCOTO	FECHA	3/01/2017

Figura 4: Mapa de ubicación y localización de árboles referenciales

1.3.1. FENOLOGÍA DE LA *Cinchona officinalis*

Para realizar el estudio de la fenología de la *Cinchona officinalis*, se ha identificado y evaluado todo el ciclo de desarrollo, el mismo que comprende el crecimiento vegetativo y el reproductivo (Figura 5). Además se ha identificado cada etapa fenológica y las diferentes fenofases que las conforman, esta especie presenta al año un ciclo fenológico. En árboles referenciales como en las parcelas de evaluación el comportamiento fenológico es el mismo, por lo que los resultados se presentan de forma global.



Figura 5: Etapas del desarrollo de la Quina

La Quina presenta 3 etapas fenológicas, que son de Foliación, de Floración y Fructificación, la primera enmarca la fenología del crecimiento vegetativo y las otras el crecimiento reproductivo.



Figura 6: Fenofases de la etapa fenológica Foliación

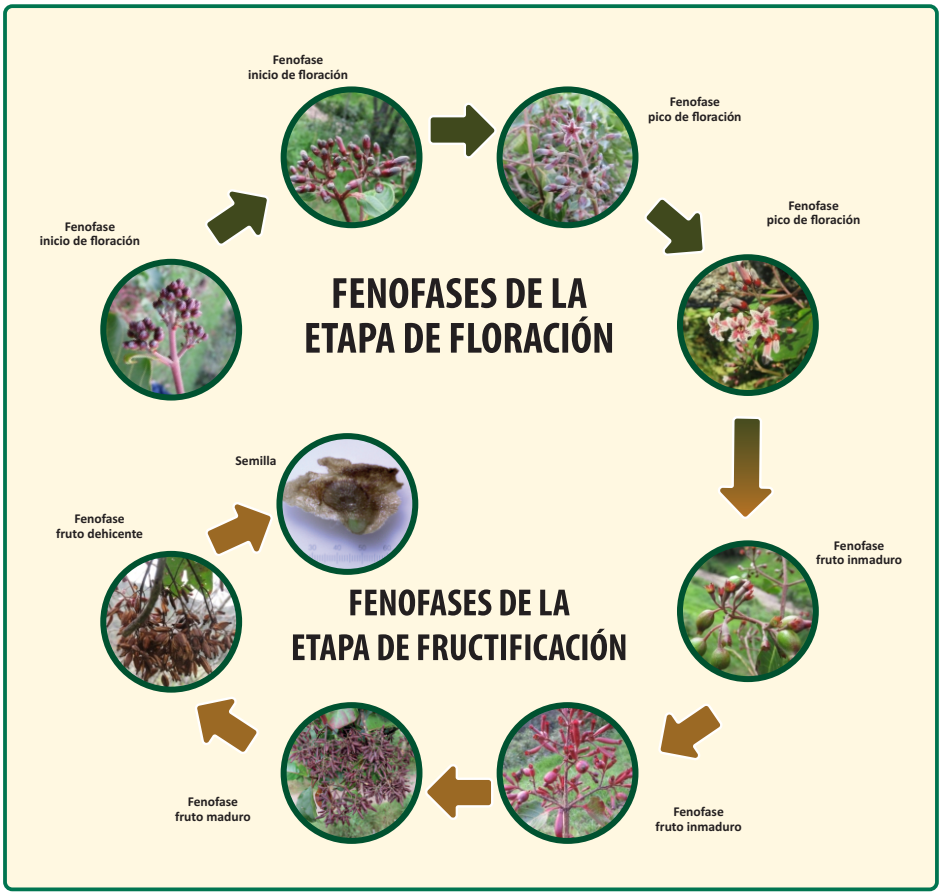


Figura 7: Fenofases de las etapas fenológicas de Floración y Fructificación

1.3.2. ETAPAS FENOLÓGICAS

- **Foliación:** En esta etapa fenológica se han identificado 3 fenofases que son: hojas nuevas, hojas maduras y defoliación.

  Fenofase de hojas nuevas: Esta fenofase empieza con la formación de las hojas en los meristemos apicales del tallo hasta que inicia el proceso de maduración, la característica principal es la coloración verde plomizo que presentan, cuando va entrando a la etapa de maduración va cambiando de color tornándose en un verde más oscuro, distribuido en las ramas apicales de toda la copa (Fotos 9-11).





Foto 9 y 10: Fenofases de hojas nuevas, inicio



Foto 11: Transición de hojas nuevas a maduras

Tabla 1: Fenofase hojas nuevas

AÑOS	MESES											
	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.
2016	NE	NE	NE	NE	NE							
2017												
2018											*	*

*Información proyectada.

NE = No evaluado

= Presencia de fenofase (alta presencia de la fenofase)

= Ausencia de fenofase

= Presencia de fenofase (baja presencia de la fenofase)

Como se puede apreciar en la Tabla 1 y en la Figura 8 esta fenofase está presente en la mayoría de los meses del año, para el primer año de evaluación, se puede observar de junio a diciembre, para el segundo año en los meses de enero a setiembre y para el último año en los meses de enero, mayo – junio y de octubre a diciembre. Esta fenofase presenta la misma tendencia en cuanto a producción de hojas para el caso de los dos primeros años de evaluación (2016 – 2017). Para el 2018 se ha observado poca producción, presumiéndose que este comportamiento se deba a las bajas temperaturas generados por la presencia del fenómeno de La Niña, la especie tuvo como respuesta mantener sus hojas disminuyendo la formación de hojas nuevas.

Los meses de mayor presencia a lo largo del periodo de evaluación de esta fenofase son de mayo a julio, (mediados de otoño e invierno), con ausencia o bajas precipitaciones; y los meses con menor presencia y hasta ausencia de hojas nuevas son de febrero a abril (verano e inicio de otoño) donde se registraron las mayores precipitaciones (Tabla 10).

Fenofase de hojas maduras: Esta fenofase empieza cuando las hojas obtienen un color verde oscuro y están lignificadas, terminando cuando se tornan rojas, distribuyéndose en toda la copa del árbol, en esta fenofase las hojas han alcanzado su madurez fisiológica (Foto 12).



Foto 12: Hojas maduras

Tabla 2: Fenofase hojas maduras

AÑOS	MESES											
	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.
2016	NE	NE	NE	NE	NE							
2017												
2018											*	*

*Información proyectada.

NE = No evaluado

= Presencia de fenofase

Las hojas maduras estuvieron presente durante el tiempo de evaluación, permaneciendo todo el año de forma constante (Tabla 2), siendo los meses con mayor presencia de julio a diciembre (invierno y primavera), época con los registros más bajos de precipitación y los meses con

menor presencia de esta fenofase son de enero a junio (verano y otoño), presentándose también los registros más altos de precipitación.

Fenofase de defoliación: Se caracteriza por la presencia de hojas de coloración vino tinto, morado, marrón y púrpura (Foto 13 y 14), que posteriormente se desprenden, distribuidas en la parte inferior, lateral y media de la copa del árbol.



Foto 13: Hojas rojizas listas para desprenderse



Foto 14: Hojas desprendidas

Tabla 3: Fenofase defoliación de hojas

AÑOS	MESES											
	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.
2016	NE	NE	NE	NE	NE							
2017												
2018											*	*

*Información proyectada.

NE = No evaluado

= Presencia de fenofase

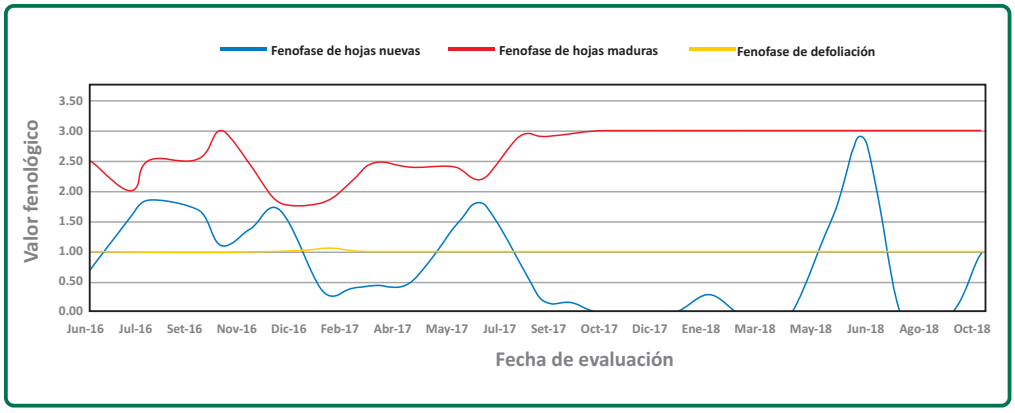


Figura 8: Comportamiento de las fenofases de la etapa fenológica de foliación, durante el periodo de evaluación

Esta fenofase al igual que la de hojas maduras se encuentra presente en todos los meses del año (Tabla 3 y Figura 8). La Quina está en estado constante de defoliación. Sin embargo para el 2018 se ha observado que disminuye la cantidad de hojas defoliadas a comparación del 2016 y 2017,

presumiéndose que se deba a las bajas temperaturas generadas por la presencia del fenómeno La Niña, probablemente la especie como mecanismo de defensa mantiene sus hojas evitando desprenderse de ellas, pues esto disminuye los procesos fisiológicos, realizando los básicos para su sobrevivencia.

Como se puede apreciar en la Figura 9, según el promedio mensual de las fenofases de la etapa fenológica de foliación, todas están presentes a lo largo del año. Las hojas nuevas presentan la misma tendencia en cuanto a producción de éstas, viéndose sólo afectada en periodos de temperaturas bajas donde no hay generación de hojas nuevas; la fenofase hojas maduras presenta la misma tendencia, está presente todo el año, teniendo mayor producción en épocas secas y menor producción en épocas de lluvias. La última fenofase, mantiene la misma tendencia, presente todos los meses del año de forma constante, viéndose afectada solo en la cantidad de hojas desprendidas cuando se presentan bajas temperaturas.

Concluyendo que la Quina es una especie perennifolia o de hoja perenne, es decir presenta follaje durante todo el año, a medida que las hojas envejecen se desprenden, generando nuevas en un ciclo continuo, ocurriendo la brotadura foliar después de esta fenofase.

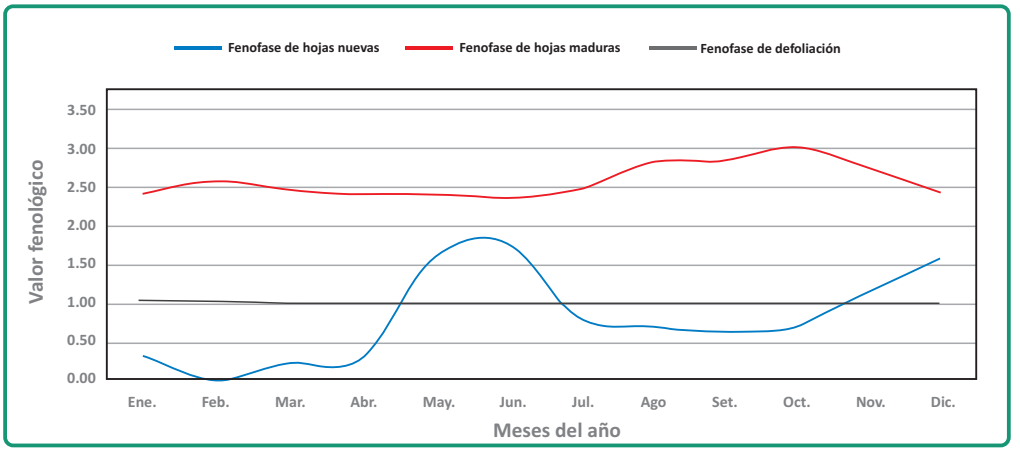


Figura 9: Promedio mensual de fenofases de la etapa fenológica de foliación

- **Floración:** En esta etapa fenológica se han identificado dos fenofases inicio y pico, englobando todo el desarrollo de la flor desde la formación del botón floral hasta el desprendimiento de la corola y gineceo.

Fenofase inicio: Empieza con la formación de los botones florales, distribuidos en las partes apicales de las ramas ubicadas en la parte superior y laterales de la copa, de color verde plomizo y termina cuando la flor se ha desarrollado parcialmente con la apertura de la corola que tiene colores vino tinto, púrpura y morado, coloraciones que se mantiene hasta el final (Fotos 15 - 20).

Tabla 4: Evaluación de la fenofase inicio

AÑOS	MESES											
	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.
2016	NE	NE	NE	NE	NE							
2017												
2018											*	*

*Información proyectada.

NE = No evaluado

= Presencia de fenofase (alta presencia de la fenofase)

= Ausencia de fenofase

= Presencia de fenofase (baja presencia de la fenofase)

Como se puede apreciar en la Tabla 4 y en la Figura 10, esta fenofase está presente una vez por año, con una duración de 7 a 8 meses aproximadamente, con una tendencia definida, observándose para el año 2016 en junio (mes donde concluye esta fenofase); y de noviembre a mayo del año siguiente para el año 2017 y 2018; siendo los meses de noviembre y diciembre donde se inicia la formación del órgano floral y la maduración en enero y febrero, proceso que se completa en marzo, abril, mayo y en algunos casos en junio, siendo este donde se observan los últimos individuos con flor.



Foto 15: Formación de botón floral



Foto 16: Desarrollo de botón floral



Foto 17: Desarrollo y maduración de botón floral



Foto 18: Maduración de botón floral



Foto 19: Desarrollo de estructura floral



Foto20: Desarrollo y maduración de estructura floral

Fenofase pico: Se inicia con la apertura del órgano floral (apertura de corola y desarrollo de lóbulos) hasta el desprendimiento de este, se caracteriza por presentar coloración vino tinto o púrpura con una pubescencia de color blanca en la cara externa de los lóbulos, se encuentra distribuida en toda la copa del árbol (Foto 21 y 22).



Foto 21: Fase de apertura de órgano floral



Foto 22: Fases de desprendiendo de estructura floral

Tabla 5: Evaluación de la fenofase pico

AÑOS	MESES											
	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.
2016	NE	NE	NE	NE	NE							
2017												
2018											*	*

*Información proyectada.

NE = No evaluado

= Presencia de fenofase (alta presencia de la fenofase)

= Ausencia de fenofase

= Presencia de fenofase (baja presencia de la fenofase)

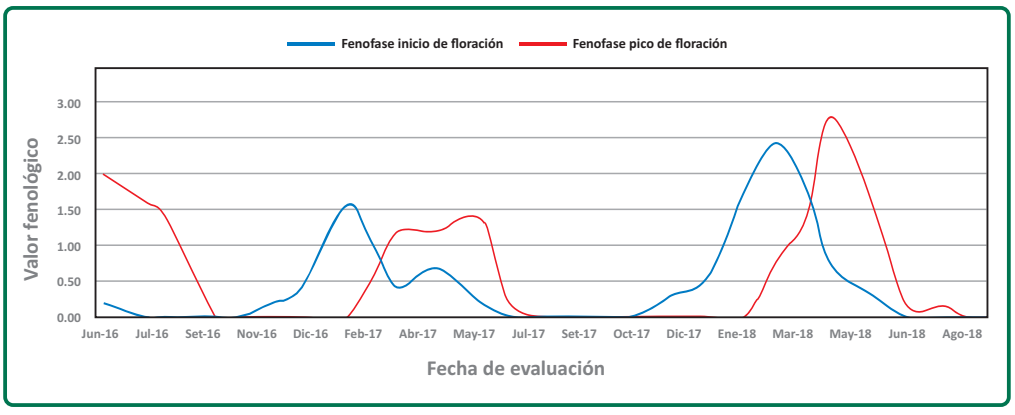


Figura 10: Comportamiento de las fenofases de la etapa fenológica de floración

Esta fenofase se presenta una vez por año, con una duración aproximada de 5 a 7 meses. Para el primer año de evaluación, se la encontró de junio a agosto y para los siguientes se encontraron de febrero a junio y julio; siendo febrero y marzo donde se presenta la apertura de los órganos florales y de junio a agosto el desprendimiento de la estructura floral, inicia a mediados de verano y concluye a mediados de otoño, Tabla 5 y Figura 10.

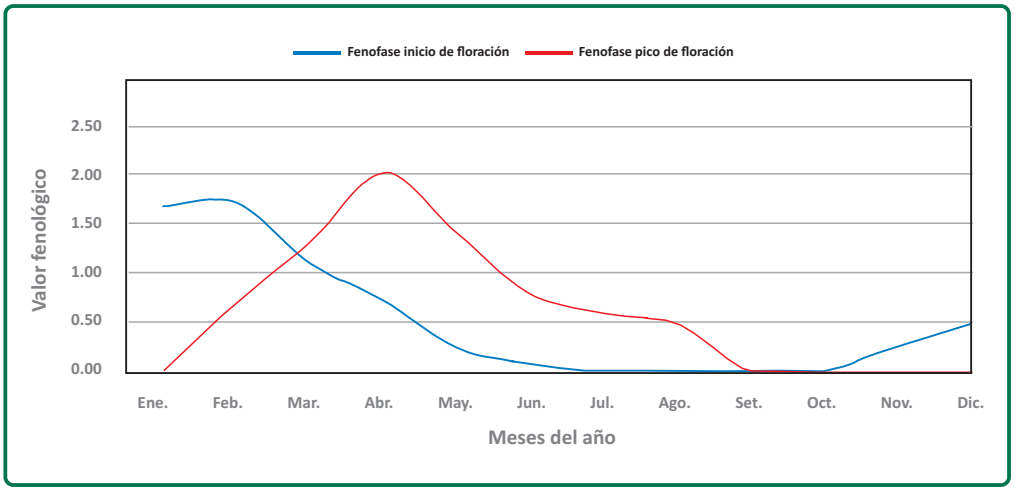


Figura 11: Promedio mensual de fenofases de la etapa fenológica de floración

Como se puede apreciar en la Figura 11, la etapa fenológica de floración se presenta una vez al año, con una duración aproximada de 10 meses (inicio y pico) y de forma casi simultánea, existiendo una diferencia de 3 meses entre cada fenofase. Empieza en noviembre y diciembre con la formación del botón floral, época de bajas precipitaciones, y culmina en agosto con la fenofase pico, con el desprendimiento de la estructura floral, en época de bajas a nulas precipitaciones. En los meses donde se presentan las mayores expresiones son de enero a marzo para el inicio de la floración y de marzo a mayo para la fenofase pico, periodo con altas precipitaciones, esta etapa fenológica se desarrolla en las estaciones de primavera a otoño.

La *Cinchona officinalis* florece de forma gradual, presentándose primero en las ramas distribuidas en la parte superior y lateral, luego las ramas de la parte baja de la copa, por eso es que puede apreciar flores casi todo el año.

- **Fructificación.** Esta etapa identificada es la última del ciclo fenológico, presenta tres fenofases que son fruto inmaduro, maduro y dehiscente/diseminación semilla y comprende el periodo desde la formación del órgano fructífero hasta la presencia de la estructura del fruto dehiscente con la diseminación de la semilla.

Fenofase de fruto inmaduro: Empieza con el desprendimiento de la estructura floral que da lugar a la formación del órgano fructífero presentando una coloración verde plomizo, pero

conforme va desarrollándose varía a un color morado, se distribuye en toda la copa del árbol, pero se encuentra en mayor cantidad en la parte superior y lateral de la copa (Foto 23 y 24).



Foto 23: Formación de órgano fructífero



Foto 24: Fruto inmaduro en proceso de maduración





Foto 25 y 26: Fruto inmaduro en proceso de maduración

Tabla 6: Evaluación de la fenofase fruto inmaduro

AÑOS	MESES											
	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.
2016	NE	NE	NE	NE	NE							
2017												
2018											*	*

*Información proyectada.

NE = No evaluado

= Presencia de fenofase (alta presencia de la fenofase)

= Ausencia de fenofase

= Presencia de fenofase (baja presencia de la fenofase)

Esta fenofase se presenta una vez por año, para el primer año de evaluación se ha observado en los meses de junio a agosto (invierno), en el segundo año de abril a junio (otoño) y en el último año de marzo a agosto (otoño e invierno), correspondiendo a épocas de precipitaciones moderadas a bajas; en los dos primeros años evaluados esta fenofase tuvo una duración de 3 meses y el último año ha presentado una duración de 7 meses, debiéndose probablemente a la presencia de bajas temperaturas. Esta fenofase presenta mayor producción en los meses de

mayo a julio y en algunos casos hasta agosto, mes donde empieza a disminuir su producción (Tabla 6 y Figura 12).

Fenofase fruto maduro: La estructura fructífera se caracteriza por presentar una coloración vino tinto fuerte y cuando alcanza la madurez fisiológica se torna de una coloración marrón oscuro con apariencia verrucosa de color crema a marrón claro, distribuyéndose en toda la copa del árbol pero en mayor cantidad en la parte superior y lateral de la copa (Foto 27).

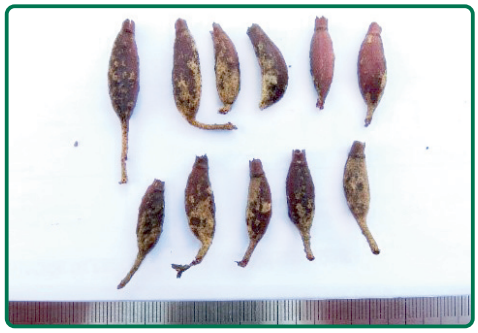


Foto 27: Fenofase maduro

Tabla 7: Evaluación de la fenofase fruto maduro

AÑOS	MESES											
	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.
2016	NE	NE	NE	NE	NE							
2017												
2018											*	*

*Información proyectada.

NE = No evaluado

= Presencia de fenofase (alta presencia de la fenofase)

= Ausencia de fenofase

= Presencia de fenofase (baja presencia de la fenofase)

Esta fenofase se presenta una vez al año y tiene una duración aproximada de 5 a 7 meses, presumiendo que esto se deba probablemente a la influencia que ejercen los factores climáticos, se ha observado para el primer año de evaluación que está presente desde agosto a diciembre, para el segundo año de junio a diciembre, para ambos casos en invierno y primavera; para el tercer año se lo ha visualizado en el mes de octubre y noviembre. De forma general en el periodo de julio a noviembre existió mayor producción de fruto maduro; época de precipitaciones bajas o nulas (Tabla 7 y Figura 12).

Fenofase de fruto dehiscente/diseminación de semilla: La estructura fructífera se caracteriza por presentar una coloración marrón oscuro, con apariencia verruginosa de color marrón claro en la superficie, comprende el periodo de apertura del fruto, hasta la presencia de la estructura del fruto dehiscente, después de ocurrida la diseminación de la semilla, se distribuye en la parte superior y lateral de la copa.





Foto 28 y 29: Fases que conforman la fenofase fruto dehiscente

Tabla 8: Evaluación de la fenofase de fruto dehiscente/diseminación de semilla

AÑOS	MESES											
	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.
2016	NE	NE	NE	NE	NE							
2017												
2018											*	*

*Información proyectada.

NE = No evaluado

= Presencia de fenofase (alta presencia de la fenofase)

= Ausencia de fenofase

= Presencia de fenofase (baja presencia de la fenofase)

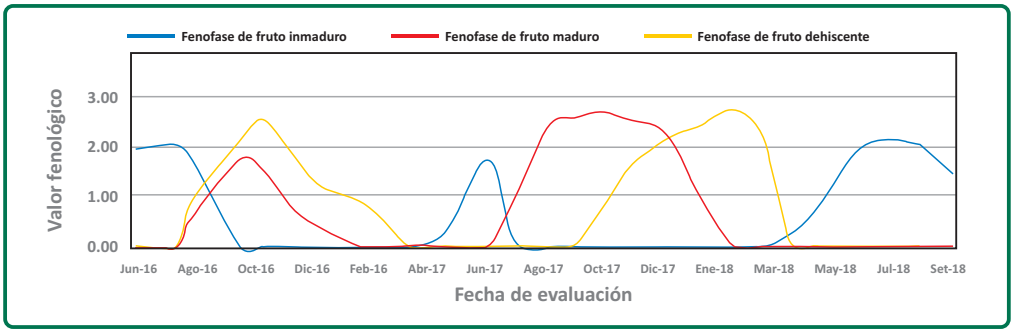


Figura 12: Comportamiento de las fenofases de la etapa fenológica de fructificación

Se desarrolla una vez por año, entre los meses de agosto a febrero con una duración aproximada de 6 a 7 meses, en épocas con precipitaciones de bajas a altas. Es en esta fenofase que se produce la diseminación de la semilla, la misma que se realiza de forma natural por el viento (anemófila), evento que asegura la perpetuidad de la especie y la dinámica del bosque (Tabla 8, Figura 12).

Una consideración que se debe tener en cuenta a la hora de evaluar es que se puede observar la estructura del fruto dehiscente hasta cuatro meses después de culminada la fenofase, pero corresponde al ciclo fenológico anterior y no puede ser confundido con el ciclo actual.

Como se puede apreciar en la Figura 13, la etapa fenológica de fructificación se presenta una vez al año, con una duración aproximada de 12 meses en sus tres fenofases y de forma casi simultánea,

con un comportamiento cíclico. La fenofase de fruto inmaduro tiene una duración de tres meses, la de fruto maduro de 5 a 7 meses aproximadamente y de dehiscencia de fruto y diseminación de semilla de 6 a 7 meses. La mayor presencia de la fenofase fruto inmaduro son de mayo a julio, fenofase de fruto maduro son de agosto a noviembre y de fruto dehiscente es de octubre a febrero.

La fructificación en la *Cinchona officinalis*, al igual que en la etapa fenológica de floración se presenta de forma gradual en la copa, es decir primero fructifican las ramas distribuidas en la parte superior y lateral, luego las ramas de la parte baja de la copa.

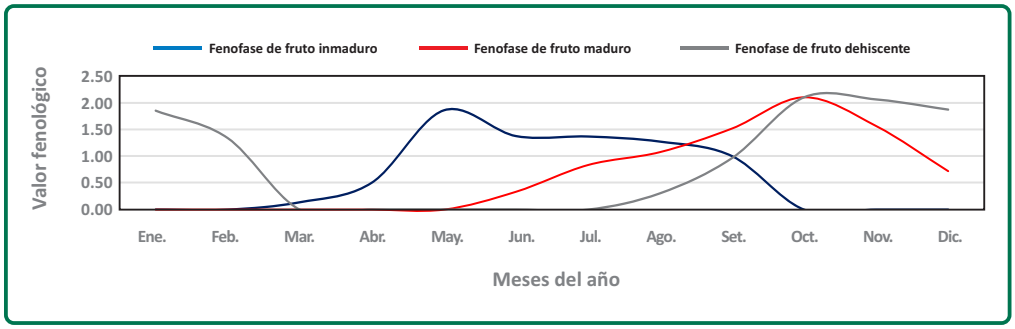


Figura 13: Comportamiento de las fenofases de la etapa fenológica de fructificación

Hay que tener en cuenta que el comportamiento de la especie para el año 2018, en la etapa fenológica de fructificación y en la fenofase de hojas nuevas de la etapa fenológica de foliación no ha seguido la tendencia a los dos años anteriores evaluados, esto debido probablemente a las bajas temperaturas observadas originadas por la presencia del fenómeno de la Niña (OMM, 2017). Las otras etapas presentan el mismo comportamiento, observando que los procesos fisiológicos se han visto afectados con un aletargamiento.

Finalmente el calendario fenológico para la especie queda resumido tal y como se detalla en la Tabla 9.

Tabla 9: Fenología de la *Cinchona officinalis*

Etapas fenológicas / Fenofases	MESES											
	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.
Foliación												
Hojas nuevas	▫	▫	▫	▫	■	▫	▫	▫	▫	▫	▫	▫
Hojas maduras	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
Hojas defoliadas	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
Floración												
Inicio	■	■	■	■	▫	▫	▫					▫
Pico		▫	■	■	■	▫	▫	▫				
Fructificación												
Inmaduro			▫	▫	■	■	■	▫	▫			
Maduro						▫	▫	■	■	■	■	▫
Dehiscente /dehiscencia de semilla	▫	▫						▫	▫	■	■	■

□ = Ausencia de fenofase ■ = Presencia de fenofase (alta presencia de la fenofase) ▫ = Presencia de fenofase (baja presencia de la fenofase)

1.3.3. RELACIÓN CON FACTORES CLIMÁTICOS

- **Relación con la precipitación:** Se puede observar en la Tabla 10, que el año 2017 presentó las mayores precipitaciones en comparación a los años 2016 y 2018, los meses de enero a marzo presentaron los mayores registros, julio y agosto los registros más bajos.

Tabla 10: Datos de precipitación de la zona en estudio

AÑO	Precipitación (mm)												Total
	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.	
2016	37.05	24.06	102.72	86.58	4.5	19.35	1.44	-	26.52	17.31	14.28	75.21	409.02
2017	105.21	71.67	196.53	39.45	48.99	41.43	-	15	35.46	48.99	15.02	12.03	629.78
2018	107.76	15.3	36.3	61.41	109.02	8.49	6.33	8.1	1.62	SR	SR	SR	354.33

SR = Sin registro
Fuente: ANA (2018) y Estación meteorológica Weatherhawk.

El parámetro meteorológico de precipitación como se puede visualizar en la Tabla 11, presenta una correlación directa con las fenofases de defoliación y pico de floración, esto nos indica que a mayor precipitación mayor presencia de estas; en las fenofases restante existe una correlación inversa, es decir a menor precipitación se acentúa la presencia de estas, siendo la fenofase fruto inmaduro la que presentó mayor grado de correlación (Figura 14).

Tabla 11: Relación de precipitación con las etapas fenológicas

Parámetro meteorológico	Etapa fenológica / Fenofase							
	Foliación			Floración			Fructificación	
	Hojas nuevas	Hojas maduras	Defoliación	Inicio	Pico	Inmaduro	Maduro	Dehiscente
Precipitación	-0.06	-0.27	0.32	-0.07	0.13	-0.38	- 0.16	- 0.22

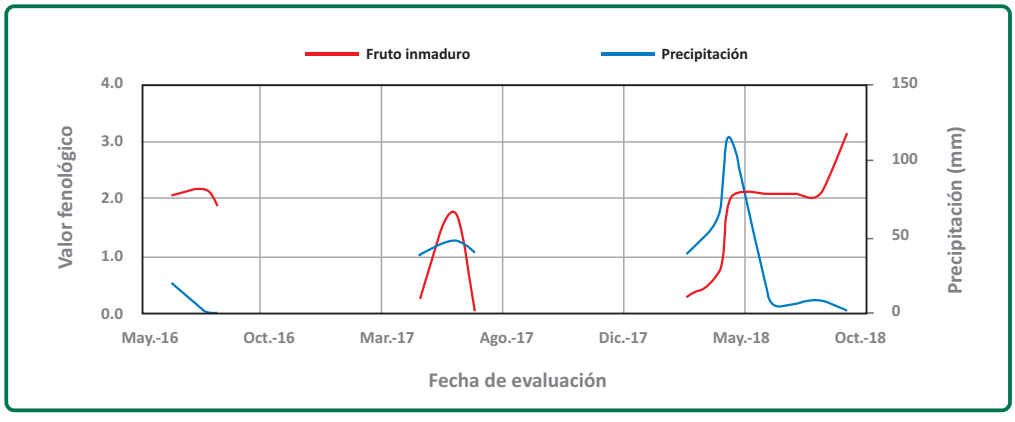


Figura 14: Relación del parámetro precipitación con fenofase fruto inmaduro

- **Relación con la radiación solar:** En la Tabla 12, se puede apreciar que la radiación solar para el año 2018 presenta los registros más altos en comparación a los dos años anteriores, siendo el segundo semestre del año el que presentó mayor registro de este parámetro.

Tabla 12: Datos de radiación solar de la zona en estudio.

AÑO	Radiación solar watts/m^2											
	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.
2016	NE	NE	NE	NE	NE	177.307	186.98	197.21	202.07	186.01	194.82	174.51
2017	230.54	240.13	200.09	220.97	212.78	225.67	243.847	251.75	249.75	265.41	265.61	239.96
2018	280.11	285.38	277.28	280.75	281.05	284.63	286.28	286.44	282.47	NE	NE	NE

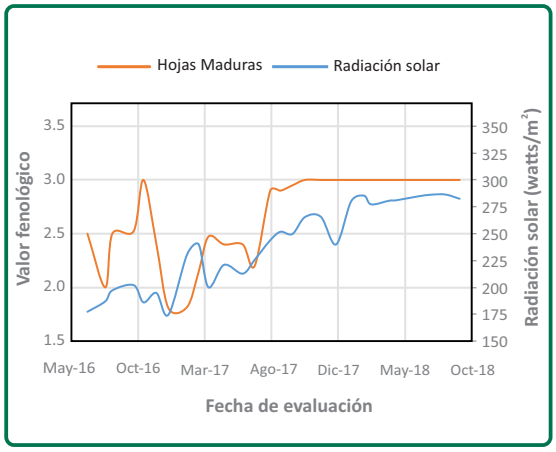
NE = No evaluados

Fuente: ANA (2018) y Estación meteorológica Weatherhawk.

La radiación solar como se puede observar en la Tabla 13, presenta una correlación inversa con las fenofases hojas nuevas, defoliación y pico de la floración, indicándonos que a menor radiación solar mayor presencia de estas fenofases; entre tanto las fenofases restantes presentan una correlación directa, es decir a mayor radiación solar mayor presencia de estas, siendo las fenofases de hojas maduras y fruto maduro las que presentan mayor grado de correlación (Figura 15 y 16).

Tabla 13: Relación de radiación solar con las etapas fenológicas.

Parámetro meteorológico	Etapa fenológica / Fenofase							
	Foliación		Floración			Fructificación		
	Hojas nuevas	Hojas maduras	Defoliación	Inicio	Pico	Inmaduro	Maduro	Dehiscente
Radiación solar	-0.45	0.70	-0.04	0.55	-0.25	0.06	0.78	0.18



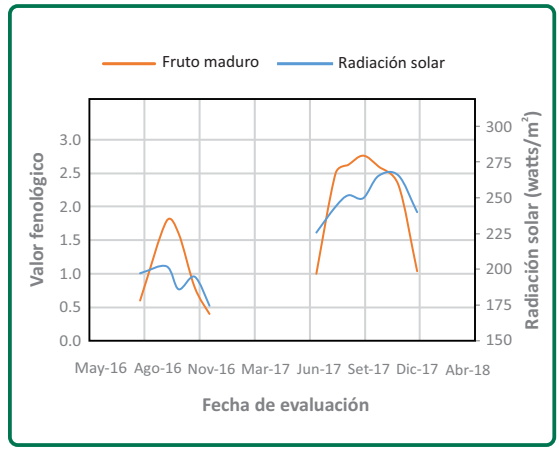


Figura 15 y 16: Relación del parámetro radiación solar con las fenofases hojas maduras y fruto maduro.

- **Relación con la temperatura:** Según un análisis consolidado de la Organización Meteorológica Mundial (2017), el año 2017, al igual que el 2015 y 2016 han sido confirmados como los tres años más cálidos de los que se tienen datos, el 2016 ha sido confirmado como el año más caluroso del que se tenga registro, con la presencia del fenómeno El Niño, a diferencia del 2017 que es considerado como el más cálido sin la presencia del fenómeno El Niño. En el 2018 por la presencia de un débil fenómeno de La Niña, las temperaturas bajaron por debajo de la media del período 1981-2010.

Tabla 14: Temperatura de la zona en estudio

AÑO	Temperatura (°C)											
	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.
2016	NE	NE	NE	NE	NE	15.34	16.03	16.79	17.11	16.50	16.56	15.43
2017	15.14	15.10	15.24	15.69	15.52	15.63	15.53	16.39	16.86	16.53	15.51	15.38
2018	14.95	15.10	15.25	14.80	15.12	14.45	15.04	16.25	16.63	NE	NE	NE

NE = No evaluado
Fuente: ANA (2018) y Estación meteorológica Weatherhawk

Como se puede apreciar en la Tabla 14, la temperatura para el año 2016 y 2017 mantienen la misma tenencia, el 2018 presenta un ligero descenso; el primer semestre de cada año reporta los registros más bajos en comparación al segundo semestre que reportan los más altos.

El parámetro de temperatura como se puede visualizar en la Tabla 15, presenta una correlación directa con la mayoría de las fenofases, indicándonos que a mayor temperatura mayor presencia de estas; a excepción de la fenofase hoja madura, donde no existe correlación y de las fenofases restantes, donde se evidencia una correlación inversa, es decir a menor temperatura la presencia de esta fenofase se acentúa, siendo la fenofase inicio de floración la que presenta mayor grado de esta correlación (Figura 17).

Tabla 15: Relación de temperatura con las etapas fenológicas

Parámetro meteorológico	Etapa fenológica / Fenofase							
	Foliación		Floración				Fructificación	
	Hojas nuevas	Hojas maduras	Defoliación	Inicio	Pico	Inmaduro	Maduro	Dehiscente
Temperatura	0.03	0.00	-0.22	-0.48	0.17	0.30	0.20	-0.09

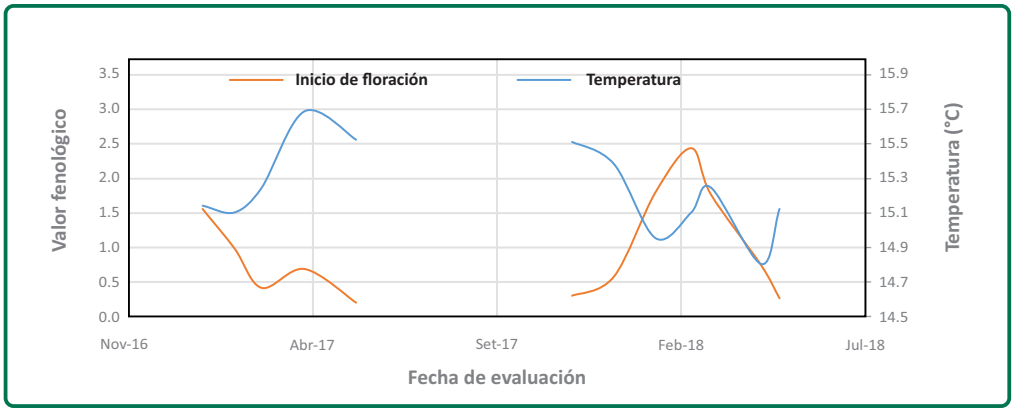


Figura 17: Relación del parámetro temperatura con fenofase inicio de floración.

- **Relación con la humedad relativa:** Como se puede apreciar en la Tabla 16, la humedad relativa mantiene la tendencia para los tres años, siendo el 2017 el que presente el registro más alto de este parámetro con un promedio anual de 72.83%, en base a la evaluación mensual los meses de julio a setiembre y noviembre presentan los registros más bajos.

Tabla 16: Humedad relativa de la zona en estudio

AÑO	Humedad relativa (%)											
	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.
2016	NE	NE	NE	NE	NE	69.09	68.50	65.97	69.00	70.28	67.28	72.11
2017	73.16	74.23	76.37	77.00	76.90	72.11	69.53	69.80	70.39	71.47	67.45	75.55
2018	73.61	73.34	72.97	72.34	75.58	72.17	69.50	67.22	69.32	NE	NE	NE

NE = No evaluados
Fuente: ANA (2018) y Estación meteorológica Weatherhawk

La humedad relativa presenta una correlación directa con las fenofases de defoliación, inicio de floración y fruto dehiscente, indicándonos que a mayor humedad relativa mayor presencia de estas, las fenofases restantes presentan una correlación inversa es decir a menor valor de este parámetro la presencia de estas se acentúan, siendo la fenofase de fruto inmaduro el que presentó mayor grado de esta correlación (Figura 18).

Tabla 17: Relación de humedad relativa con las etapas fenológicas.

Parámetro meteorológico	Etapa fenológica / Fenofase							
	Foliación			Floración			Fructificación	
	Hojas nuevas	Hojas maduras	Defoliación	Inicio	Pico	Inmaduro	Maduro	Dehiscente
Humedad relativa	-0.07	-0.10	0.17	0.06	-0.06	-0.46	-0.06	0.06

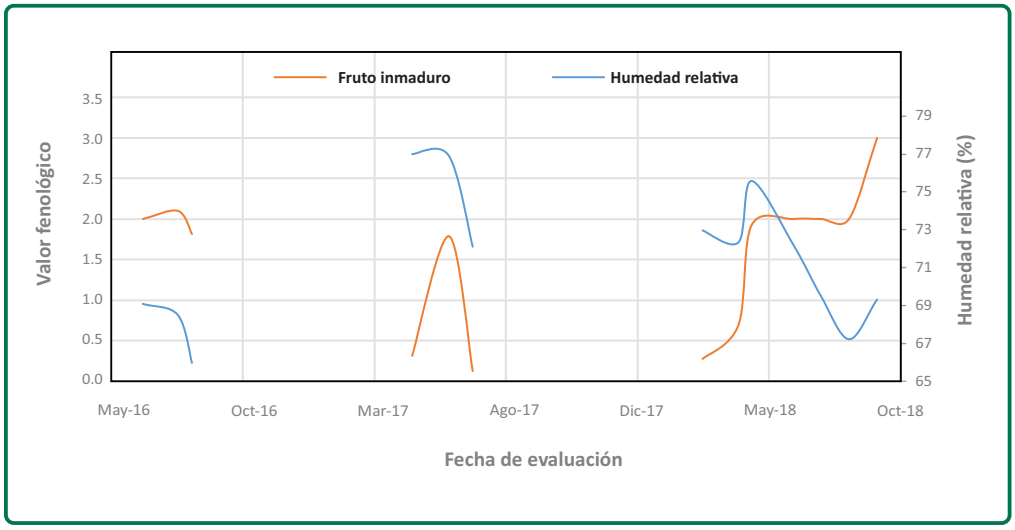


Figura 18: Relación del parámetro humedad relativa con fenofase fruto inmaduro.

Como se puede apreciar los parámetros meteorológicos influyen en cada una de las etapas fenológicas, presentando una correlación directa o inversa según sea el caso, cada fenofase responde a la interacción de todos los parámetros en conjunto que se presentan para el desarrollo del ciclo fenológico, definiendo el comportamiento de la especie, finalmente estas fenofases varían cíclicamente en función de la presencia de estos parámetros.

- **Comportamiento fenológico de la Quina en función a parámetros meteorológicos similares a los años 2016 y 2017:**

Tabla 18: Registro de parámetros meteorológicos.

Parámetro meteorológico	Promedio mensual
Precipitación	44.83 mm
Temperatura	15.98 °C
Humedad relativa	71.76 %
Radiación solar	212.81 watts/m^2

Para años que presentan parámetros meteorológicos con registro según el detalle de la Tabla 18, la fenología presenta el siguiente comportamiento:

Etapa fenológica de foliación: Está presente todo el año, la fenofase hojas nuevas, presenta su máxima producción en los meses de mayo a agosto, las fenofases hojas maduras y defoliadas están presente de forma constante todo el año.

Etapa fenológica de floración: La fenofase inicio de floración, está presente 6 meses aproximadamente desde diciembre hasta mayo, siendo enero y febrero los meses de máxima producción, la fenofase pico está presente desde febrero a agosto, con una duración aproximada de 7 meses, siendo los meses de marzo a julio el de máxima producción, estas dos fenofases se desarrollan de forma paralela y se desarrolla de forma gradual en la copa del árbol, por eso es que podemos visualizar flores casi todo el año.

Tabla 19: Fenología de la especie.

Etapas fenológicas / Fenofases	MESES											
	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.
Foliación												
Hojas nuevas												
Hojas maduras												
Hojas defoliadas												
Floración												
Inicio												
Pico												
Fructificación												
Inmaduro												
Maduro												
Dehiscente /dehiscencia de semilla												

= Ausencia de fenofase = Presencia de fenofase (alta presencia de la fenofase) = Presencia de fenofase (baja presencia de la fenofase)

Etapa de fructificación: La fenofase fruto inmaduro inicia en abril y concluye en agosto, tiene una duración aproximada de 5 meses, siendo los meses de mayo a agosto los de máxima producción, la fenofase fruto maduro está presente desde el mes de junio a diciembre, con una

duración aproximada de 7 meses, siendo de julio a octubre los de máxima producción, la fenofase de fruto dehiscente tiene una duración de 6 a 7 meses aproximadamente, de agosto a febrero, siendo los meses de setiembre a diciembre donde mayor presencia se observa de esta fenofase, las diferentes fenofases de esta etapa se desarrollan de forma paralela al igual que la etapa de floración (Tabla 18 y 19).

- **Comportamiento fenológico de la Quina en función a parámetros meteorológicos similares al año 2018:**

Tabla 20: Parámetros meteorológicos.

Parámetro meteorológico	Promedio mensual
Precipitación	39.37 mm
Temperatura	15.29 °C
Humedad relativa	71.78 %
Radiación solar	282.71watts/m^2

Para años que presentan parámetros meteorológicos con registro según el detalle de la Tabla 20 la fenología presenta el siguiente comportamiento:

Etapa fenológica de foliación: está presente todo el año, la fenofase hojas nuevas, solo se puede visualizar en tres meses, enero, mayo y junio, siendo este último de mayor presencia, las fenofases hojas maduras y defoliadas están presente de forma constante todo el año.

Etapa fenológica de floración: La fenofase inicio de floración, está presente 5 meses aproximadamente desde enero hasta mayo, siendo enero a marzo los meses de máxima producción, la fenofase pico está presente desde febrero a julio, con una duración aproximada de 6 meses, siendo los meses de marzo a mayo el de máxima producción, estas dos fenofases se desarrollan de forma paralela y gradual en la copa del árbol, por eso es que podemos visualizar flores casi todo el año,

Etapa fenológica de fructificación: La fenofase fruto inmaduro inicia en marzo y concluye en setiembre, tiene una duración aproximada de 7 meses, siendo los meses de mayo a setiembre los de máxima producción, en este periodo se puede observar que el proceso de maduración del fruto se aletargado, tomando más tiempo de lo usual para madurar (dos meses), la fenofase fruto maduro se ha observado de octubre a noviembre, esta fenofase se ha visto afectada, pues se acortó el periodo de su desarrollo, dos meses, la fenofase de fruto dehiscente se ha visualizado en los meses de octubre a noviembre, bajo estos registros de los diferentes parámetros evaluados se puede observar que la producción del fruto se ve afectado disminuyendo de forma significativa (Tabla 20 y 21).

Tabla 21: Fenologia de la especie.

Etapas fenológicas / Fenofases	MESES											
	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.
Foliación												
Hojas nuevas												
Hojas maduras												
Hojas defoliadas												
Floración												
Inicio												
Pico												
Fructificación												
Inmaduro												
Maduro												
Dehiscente /dehiscencia de semilla												



Método óptimo de propagación
Cinchona officinalis L.

CAPÍTULO II

2.1. MARCO TEÓRICO

- **Propagación de plantas:** La propagación de plantas involucra la aplicación de principios y conceptos biológicos enfocados a la multiplicación de plantas útiles de un genotipo específico. Según Pajares y Gonzales (1996) la semilla es una parte del árbol capaz de generar una nueva planta, hay semillas que se producen en los frutos (sexual), y otras que se obtienen a partir de estacas, injertos, etc (asexual).

  Existen muchas especies forestales que al dispersar sus semillas presentan regeneración natural, estas nuevas plantas toman el nombre de brinzales (ADEFOR 1996), cuando son extraídos del bosque para ser llevados a un vivero para su desarrollo y posterior instalación en campo se denomina el método de "propagación por brinzales", siendo muy usado en especies forestales nativas pues sus semillas son difíciles de colectar y germinar (Román *et al*. 2012).

- **Propagación sexual:** Los trabajos de semillas constituyen la piedra fundamental para cualquier trabajo de reforestación, de ellos depende en gran parte, la calidad y cantidad de plantas que han de ser llevadas al campo definitivo (Padilla *et al.* 1978); una vez seleccionados los árboles de los cuales se van recolectar las semillas, es necesario conocer la fenología de especie, pues si las semillas son cosechadas demasiado temprano es posible que resulten de mala calidad y si se retrasa los frutos pueden abrirse (Ocaña 1996).

  La germinación es el proceso que se inicia con la entrada de agua a la semilla y termina con la elongación del eje embrionario, generalmente la radícula, a través de la cubierta seminal, llevándose a cabo en tres fases la imbibición, la activación del metabolismo activo y germinación (Bewley y Black 1994). Sin embargo, las semillas de muchas especies son incapaces de germinar, aun cuando presentan condiciones favorables para ello, lo cual se debe a que se encuentran en estado de latencia, que es una fase inactiva de la semilla durante la cual los procesos metabólicos se ven reducidos a niveles mínimos para evitar la germinación cuando las condiciones ambientales no son favorables (Koornneef *et al.* 2002; Fenner y Thompson, 2005); existiendo varios tipos como la química donde la producción y acumulación de sustancias inhiben la germinación (Hartmann y Kester 1988; Willan 1991).

  Desde el punto de vista del viverista, la latencia impone algunos inconvenientes, como el retraso y la irregularidad en la germinación, por lo que se ha dedicado mucha investigación para idear tratamientos pre-germinativos con la finalidad de eliminarla y asegurar que las semillas germinen con rapidez y de manera uniforme (Varela y Arana 2011). Sin embargo, no todos son eficientes para cualquier especie, por lo que se debe definir el indicado para cada una (Ocaña 1996; Donoso 1993; ITTO 2014). Uno de los tratamientos es la lixiviación, donde las semillas son remojadas en agua corriente con la finalidad de remover los inhibidores químicos presentes en la cubierta (Vázquez-Yanes 1999; Hartmann y Kester 1988).

- **Análisis físicos de semillas :** Son realizados con el fin de conocer la cantidad de semilla que se necesita para producir cierto número de plantones y de minimizar los riesgos que implica utilizar semillas que no tienen una adecuada capacidad para producir (Universidad Nacional del Nordeste s.f.; ADEFOR 1996).

Muestra de lotes de semillas: Para realizar los análisis de semillas se debe obtener una muestra de tamaño adecuado, en la cual estén presente los mismos componentes del lote de semillas y en proporciones semejantes; es decir todos los esfuerzos deben ser hechos para asegurar que la muestra analizada represente correctamente la composición del lote. (MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO 2009; ADEFOR 1996).

Análisis de pureza: El ensayo consiste en separar las impurezas que se encuentran en el lote de semillas y el pesado de las semillas puras, siendo expresada en porcentaje mediante la siguiente fórmula (ADEFOR s.f).

$$Pureza\ \% = \frac{Peso\ de\ semillas\ pura}{Peso\ de\ muestra} \times 100$$

Determinación del número de semillas: Se toman submuestras compuestas por 100 semillas cada una, para luego pesarlas y calcular el promedio, la desviación estándar y el Coeficiente de Variación (CV). La tolerancia de este método está determinada por el CV menor o igual a 4 %, y por lo tanto el número de semillas por kilogramo podrá ser calculado como se muestra en la fórmula (ADEFOR s.f).

$$N°\ semillas/\ Kg\ = \frac{100\ 000}{Promedio\ de\ muestras\ (gr)}$$

Análisis de contenido de humedad: Se seleccionan al azar tres sub-muestras, poniéndoselas a la estufa a una temperatura de 105±3°C por 24 horas y pasado este tiempo se pesan cada 8 horas hasta obtener un peso constante, que es el peso final de las semillas; y se calcula aplicando la fórmula (MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO 2009, ADEFOR s.f).

$$Contenido\ de\ Humedad\ \%(CH) = \frac{Peso\ inicial - Peso\ final}{Peso\ inicial} \times 100$$

De acuerdo al deterioro que las semillas pueden presentar en condiciones de almacenamiento, se han clasificado en semillas ortodoxas y recalcitrantes. Las primeras pueden deshidratarse a bajos contenidos de humedad (5% o menos) sin sufrir daño; su longevidad se incrementa al disminuir el contenido de humedad y la temperatura de la semilla almacenada. En contraste, las recalcitrantes se dañan aún con una leve deshidratación y rara vez se pueden almacenar por

más de algunas semanas o meses; y son sensibles al frío (Roberts 1973). Existe una tercera categoría denominada semillas intermedias, que presentan comportamiento intermedio entre las dos mencionadas, pues toleran la deshidratación hasta alcanzar bajos contenidos de humedad, pero son sensibles al frío (Ellis *et al.* 1990).

Análisis de germinación: Padilla *et al.* (1978) mencionan que el objetivo de ensayos de germinación en el laboratorio es determinar el porcentaje de semillas que germinarían, utilizando semillas por series de 100.

$$Poder\ germinativo\ \%(PG) = \frac{N°\ de\ semillas\ germinadas}{N°\ de\ semillas\ almacigadas} \times 100$$

- **Propagación asexual:** Conocida también como propagación vegetativa o gámica, consiste en la obtención de nuevos individuos a partir de partes vegetativas bien diferenciadas, debido a la capacidad de regeneración que poseen (ramas, fuste, hojas, etc.), cuando se colocan en condiciones favorables (Quejada 1980). Según Hartmann *et al.* (1992) este método se utiliza para producir una planta que posea el mismo genotipo que la planta madre (planta donadora) pudiéndose lograr una propagación masiva, genéticamente homogénea, mejorada y libre de parásitos. Esto se debe a que distintas partes de una planta, bajo determinadas condiciones de crecimiento pueden dar origen a un individuo completo (Universidad Nacional del Nordeste 2016), debido a la presencia de hormonas como las auxinas citoquininas y particularmente giberelinas, que influyen directamente en el inicio de la formación de raíces (Hartmann y Kester 1977).

  Existen muchos tipos de propagación vegetativa, pero las más utilizadas en Perú son estacas, esquejes y brotes (Ocaña 1996), si el material biológico de propagación proviene de una ramita terminal presentado yemas apicales se denomina esquejes, y cuando se cortan segmentos de tallos que presentan yemas latentes vienen a ser las estacas (Pajares y Gonzales 1996).

- **Propagación brinzal:** Consiste en recolectar plantitas que han germinado en forma natural (regeneración natural) debajo de los árboles, que son trasladadas a un vivero, donde son colocados en bolsas o platabandas para posteriormente ser plantados en el terreno definitivo (Ocaña 1996). Al usar este método se debe tener cuidado de no afectar las poblaciones naturales de las especies (Vargas y Lozano 2008), pues la extracción excesiva puede afectar la dinámica natural del bosque.

- **Sistemas de producción:** ITTO (2014) menciona que los sistemas de producción son aquellos métodos que permiten propagar y manejar plántulas forestales en los viveros, siendo dos los principales la producción en bolsa y a raíz desnuda. El primero es más usado en la sierra, teniendo como ventaja que las plantas llegan al campo definitivo con buen suelo, siendo

recomendable para especies que no toleran exposición de raíces al aire; pero los plantones en bolsa que han permanecido durante mucho tiempo tienen raíces mal formadas que afectan sensiblemente la supervivencia y el crecimiento de las plantaciones (Galloway y Borgo 1987). En el segundo sistema la plantas son producidas sin envases, sembrado la semilla, plantita o material vegetativo directamente en el sustrato, a esta forma de producir plantas sin envases se denomina producción en platabandas (Ocaña 1996), las ventajas de este sistema es el mayor desarrollo del sistema radicular y bajo costo de transporte de plantas al campo; y las desventajas son que requieren de mayores cuidados culturales en vivero (podas y riego), y baja densidad de plantas en vivero (ADEFOR s.f).

- **Sustrato:** Es el medio que permite la germinación de las semillas y proporciona nutrientes para el desarrollo de las plántulas hasta su establecimiento en campo. Por lo general está compuesto en diferentes proporciones de tierra agrícola, que generalmente es la capa o tierra superficial que contiene mayor cantidad de nutrientes en el suelo; arena que sirve para mejorar el drenaje del sustrato, permitiendo la filtración del agua con facilidad, evita el endurecimiento del sustrato cuando se seca y facilita el desarrollo de la raíz (ITTO 2014); y materia orgánica que genera una gran proporción de microporos, produciendo así una elevada capacidad de retención de humedad, resistencia a la compactación, capacidad de intercambio cationico (Stallings 1962). Para prevenir el ataque de los hongos hay que desinfectar el sustrato, para ello se emplea formol al 40% de 150 a 200 cm^3 en 15 litros de agua para 3 m^2 de sustrato, luego se tapa con un plástico durante 48 horas y se deja pasar otras 48 horas para ser usado (Ocaña 1996).

- **Almácigo:** Las camas almacigueras son espacios destinados para la germinación de las semillas, de acuerdo a las condiciones de la zona, puede ser bajo el nivel del suelo (usada en zona secas para conservar mejor la humedad), pero corren peligro de inundación, o sobre el nivel del suelo son usadas en zonas con mucha humedad o altas precipitaciones pues permiten un mejor drenaje (ADEFOR 1996). Para asegurar un buen contacto entre las semillas y el sustrato, cuando se trata de semillas muy pequeñas, es mejor usar un pulverizador de mochila para el riego; ya que con gotas finas no hay peligro de remover las semillas o erosionar la superficie del almácigo. Además, para evitar cambios demasiados bruscos en la humedad y la temperatura, el almácigo debe ser tapado con tinglado (Galloway y Borgo 1987).

- **Repique:** Proceso de sacar las plantitas de la cama de almácigo y ponerlas en las bolsas o platabandas, recomendándose realizarlo en días nublados, por las mañanas o tardes. Para proceder a ello, previamente se realiza un riego a las camas de almácigo con la finalidad de soltar el sustrato y reducir los daños a las raíces (Ocaña 1996, ITTO 2014).

- **Labores culturales:** Según ITTO (2014), las principales labores culturales son las siguientes.

  Riegos: Aplicado con un regador o equipo de ducha fina, para que el agua caiga en forma suave,

evitando el lavado del sustrato y con ello se extraiga la semilla fuera del almácigo, o exponga la raíz de la plantita al descubierto.

Deshierbo: Durante la permanencia de las semillas en las camas de almácigos hasta la germinación de estos y durante el crecimiento de las plantitas en las camas de repique, se da la presencia de plantas invasoras que compiten por los nutrientes y por agua con la plantita deseada, por lo que deben ser eliminas en forma oportuna.

Remoción: La remoción consta en cambiar de lugar las bolsas con plantas en las camas de repique, con la finalidad de que las raíces no penetren en el fondo de la cama, y las plantas se vuelvan suculentas, aprovechando esta labor para separar las bolsas sin plantas y agrupar las plantas por tamaño.

Manejo de tinglado: Las sombras y tinglados son utilizados para ambos tipos de camas de repique (raíz desnuda o en recipiente), tiene como ventajas que protegen a las plántulas recién repicadas de la fuerte insolación o evapotranspiración y cuando las plantas están grandes de las heladas. Pero el exceso de protección de las plantas en el vivero trae como consecuencia plantas con tallos herbáceos y hojas suculentas; así tengan el tamaño adecuado para ser plantadas no estarán lo suficientemente fuertes (lignificadas) como para poder enfrentar las pocas precipitaciones y las heladas en la plantación (Ocaña 1996). Para evitar esto el plantón debe ser endurecido, mediante reducción del riego, poda de raíces y el manejo del tinglado, el cual se va retirando paulatinamente hasta que las plantas puedan quedar expuesta totalmente al sol (ADEFOR 1996, Ocaña 1996, Galloway y Borgo 1987).

2.2. METODOLOGÍA

Para determinar el método óptimo de propagación de la *Cinchona officinalis*, se aplicó una metodología cuantitativa, de observación, comparativa e interpretativa ayudándose de una estadística experimental y regresiones, realizándose actividades en campo, viveros y en el laboratorio del PIA Forestal por un lapso de tres años.

Se realizó, primero la identificación y selección de 10 árboles candidatos a semilleros de la *Cinchona officinalis*, ubicados en el área de estudio perteneciente a la Zona de Amortiguamiento del Bosque de Protección de Pagaibamba, con la finalidad de obtener semillas (botánica y gámica).Para la selección se tuvo en cuenta la etapa reproductiva (fustales y maduros), buen estado fitosanitario, buena conformación de fuste y copa. Además, se elaboró un mapa de ubicación y localización de los árboles seleccionados con el objetivo de facilitar su ubicación y generar información para futuras investigaciones, para lo cual se usó un GPS marca Garmin modelo Oregón 750, shapefiles de la ZEE elaborados por el Gobierno Regional de Cajamarca y el software ArcMap 10.4.1.





Foto 30 y 31: Árbol candidato a semillero

Los experimentos se han desarrollado en dos etapas y viveros, el primero ubicado en la Estación Experimental Agraria Baños del Inca, distrito de Baños del Inca, provincia de Cajamarca y el segundo en distrito de Lajas, provincia de Chota, como se muestra en la Tabla 22.

Tabla 22: Ubicación de viveros

Provincia	Vivero	Coordenadas UTM 17S – WGS 84		Altitud msnm
		Este	Norte	
Cajamarca	Baños del Inca	780258	9207920	2695
Chota	Lajas	751289	9275425	2176

Los datos meteorológicos de cada vivero fueron obtenidos utilizando la estación meteorológica portátil Weatherhawk (Foto 32) o los disponibles en las páginas oficiales de la NASA y de la Autoridad Nacional del Agua, para el periodo de la investigación. Además, los análisis de suelos de los sustratos fueron realizados en el laboratorio de suelos de la Estación Experimental Agraria Baños del Inca – INIA.



Foto 32: Colecta de datos meteorológicos

La información existente de esta especie es muy escasa y más aún de su propagación en viveros. Los primeros experimentos se realizaron a nivel de brinzales por la presencia de estos individuos en el bosque, obteniendo las primeras experiencias y conocimientos con ellos. En función a la información generada se realizaron los nuevos experimentos para los otros métodos de propagación.

2.2.1. PROPAGACIÓN SEXUAL

Para la propagación sexual se instalaron 14 experimentos en total bajo un Diseño Completamente al Azar (DCA), desarrollándose en los viveros de Lajas y Baños del Inca y en el laboratorio del PIA forestal.

- **Colecta y secado de semillas:** Con la finalidad de realizar un análisis completo se colectaron frutos teniendo en cuenta su grado de madurez (inmaduro, maduro y maduro próximo aperturarse), siendo trasladados en costales codificados al invernadero del PIA Forestal donde fueron secado por aproximadamente dos semanas. Finalmente, las semillas fueron almacenadas en lotes para realizar su análisis físico.




Foto 33 y 34: Secado de semillas en invernadero

- **Análisis físico de la semilla:** Fueron realizados siguiendo las metodologías mencionadas por MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO (2009), ADEFOR (s.f) y Padilla *et al.* (1978), para lo cual se usó placas petri, bandejas, algodón, pinzas, pisetas, estufa, balanza analítica, etc.

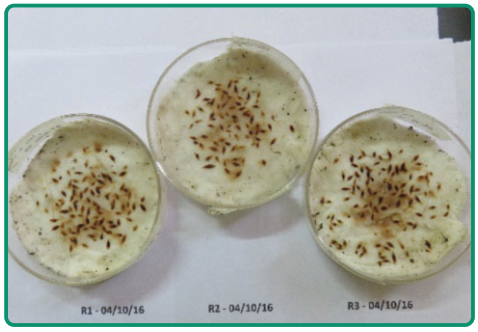




Foto 35 y 36: Evaluación del Poder germinativo de las semillas de Quina

Además, se evaluó el Poder Germinativo (P.G) en función de tratamientos pre-germinativos (tipos y tiempos de remojo de semillas) y el tiempo de almacenamiento de las semillas, esto último representado por el siguiente modelo, $P.G.\% = e^{\beta_1+(\beta_2*meses)}.\epsilon$.

- **Almácigo:** A nivel de almácigo en la primera etapa se evaluó la emergencia y desarrollo de plántulas en función a los 3 tipos de sustrato que se muestran en la Tabla 23, teniendo al sustrato obtenido del bosque como testigo.

Tabla 23: Proporciones de sustratos usados para almácigo

Sustrato	Tratamiento	Proporción
Bosque	Testigo	1
Vivero 1	T1	2: Tierra agrícola/ 1: Arena / 1: Turba
Combinación 1	T2	1: Vivero 1/ 1:Bosque

En base a los resultados obtenidos, en la segunda etapa se realizó una nueva proporción para el sustrato Vivero 2 que es de 3 partes de turba, 1 de tierra agrícola y arena. Además, se observó la respuesta de la emergencia en función de la exposición solar.

- **Repique:** Para determinar el tamaño óptimo de repique, se realizó la medición de las plántulas (raíz y tallo), el conteo de su número de hojas y la codificación de cada una de ellas para su posterior evaluación. En función a la altura de los tallos de las plántulas se elaboraron tablas de frecuencias, determinándose las clases que tenían menor mortandad y las características que deben tener las plántulas para ser repicadas.



Foto 37: Medición de plántulas a ser repicadas, vivero Baños del Inca



Foto 38: Instalación de experimentos de repique vivero Baños del Inca

- **Desarrollo de la Quina**: El desarrollo de los plantones de Quina fue evaluado en función de los sustratos (Tabla 23), tipo envases (bolsas y tubetes) y tinglado. Evaluando la altura de planta, longitud de raíz, número de hojas y área foliar de los individuos. Además, se expresó el crecimiento en altura mediante el siguiente modelo, $Ln(Altura) = \beta_1 + \beta_2\left(\frac{1}{Meses}\right) + \varepsilon.$



Foto 39: Evaluación de experimentos, vivero Lajas



Foto 40: Evaluación de experimentos, vivero Baños del Inca

- **Cronograma de actividades para la producción de plantones:** Usando los resultados obtenidos en cada etapa de producción de la Quina, se elaboró un cronograma de actividades para la producción de plantones, teniendo como base los cronogramas elaborado por Galloway y Borgo (1987), para otras especies.

2.2.2. PROPAGACIÓN ASEXUAL

Se realizó mediante estacas y esquejes, pues son los métodos más usados y conocidos, y generan los más altos porcentajes de prendimiento. Instalándose 8 experimentos en total entre el vivero de Lajas y Baños del Inca; utilizando el Diseño Cuadrado Latino (DCL) con las combinaciones de las siguientes variables:

- Testigo (En sustrato bosque y sin hormonas).
- Árbol semillero (10 individuos)
- Sustrato: Vivero (1-2) y combinación 1.
- Procedencia del material biológico en el árbol: Copa media y baja, teniendo en cuenta que la actividad fisiológica en estas dos partes es diferente pues existe variación en la incidencia solar, siendo mayor en la parte media.
- Hormonas: Giberelinas, auxinas y citoquininas.

La extracción del material fue realizada entre los meses de junio y septiembre, siendo preparado en el mismo lugar (Zona de Amortiguamiento), y codificando de los árboles semillero que procedían. Las estacas y esquejes median aproximadamente entre 15 a 25 cm y tenían más de dos entrenudos y yemas axilares, realizando su traslado en baldes de 10 L hasta el vivero donde fueron instalados.

Se usaron dos tipos de hormonas, la primera a base de giberelinas y la segunda con auxinas y citoquininas; en una solución de 3 y 15 ml por 3 L de agua respectivamente, sumergiendo el material

por 12 horas. El sustrato vivero fue desinfectado utilizando para esto formol al 40%, diluido 100 ml en 10 litros de agua para 1 m^3 de sustrato, y se llenaron 200 bolsas por sustrato, haciendo un total de 600 por experimento.

Del material colectado se seleccionaron las mejores, quedando finalmente 60 estacas y 60 esquejes por árbol, tanto de la parte media como de la baja; instalándose un total de 1200 estacas (600 parte baja y 600 parte media) y 1200 esquejes (600 parte media y 600 parte baja), por experimento.

Finalmente, los experimentos estuvieron siempre cubiertos por un tinglado de malla raschel de 65%. Los riegos eran moderados, aplicados con regaderas cuidando que los sustratos se mantengan a capacidad de campo y los deshierbos se realizaban de forma permanente.





Foto 41 y 42: Preparación de material vegetativo



Foto 43: Instalación de estacas, vivero Baños del Inca



Foto 44: Instalación de esquejes, vivero Lajas

2.2.3. PROPAGACIÓN POR BRINZALES

Para la propagación por brinzales se instalaron 2 experimentos bajo un Diseño Completamente al Azar (DCA), des|arrollándose en los viveros de Lajas y Baños del Inca. Los brinzales fueron extraídos de áreas circundantes a los árboles semilleros, siendo trasladados con su raíz envuelta en periódico húmedo a los viveros, donde fueron instalados.

El tamaño óptimo de extracción de los brinzales, fue determinado siguiendo la metodología usada para el repique de plántulas (propagación sexual). La supervivencia y desarrollo de los brinzales fueron evaluados en función del sustrato (Tabla 23) y exposición solar; evaluando las variables la altura de la planta y diámetro a la altura del cuello de la raíz, para lo cual se usó una regla y un vernier de rey.



Foto 45: Extracción de brinzales, Zona de Amortiguamiento



Foto 46: Instalación de brinzales, vivero Baños del Inca

- **Análisis Estadístico:** Se consideró lo mencionado por Vásquez (2014), que la validez del resultado obtenido en cualquier ANOVA queda supeditado a los supuestos de normalidad, varianza constate e interdependencia para la variable respuesta; el primer supuesto fue determinado usando el Test de Kolmogorov-Smirnov, el segundo mediante el Test de Bartlett y el tercero es cumplido por el diseño estadístico usado; cumplidos los 3 supuestos se realizó el ANOVA y la prueba de Tukey entre tratamientos, todos estos análisis fueron realizados usando el programa SAS 9.4. Además, la validación de las regresiones ajustadas se realizó con la prueba de "F" y el de "t" con una significancia de $\propto \leq 0.05$ y confianza del 95%; y el grado del ajuste fue determinado usando Coeficiente de determinación (R^2) y Coeficiente de correlación $(R_{\hat{Y}Y})$, para lo cual se usó losSoftware InfoStat y Excel.

2.3. RESULTADOS

Después de realizar una inspección en campo, se seleccionaron los árboles candidatos a semilleros de Quina de los cuales se colectó del material biológico de propagación (semillas, estacas y esquejes); en la Figura 19 se observa su plano de ubicación.

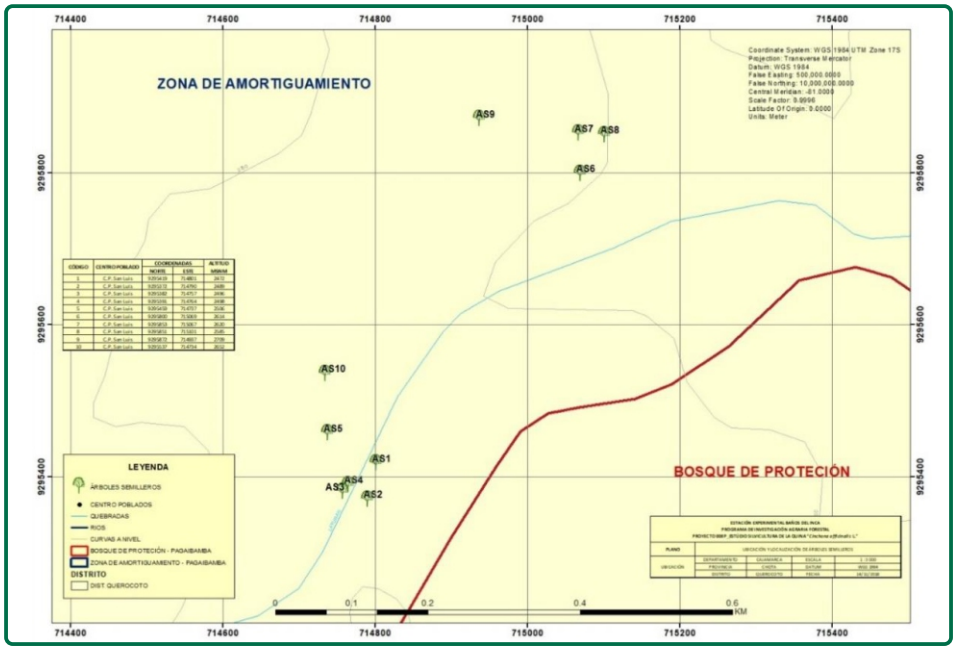


Figura 19: Plano de ubicación y localización de árboles candidatos a semilleros en la Zona de Amortiguamiento del Bosque de Protección de Pagaibamba.

El vivero Baños del Inca durante la ejecución de los experimentos presentó una temperatura promedio de 14.0°, mínina de 6.2 °C y máxima de 25°C; humedad relativa de 61.7 % y una precipitación anual de 613 mm, siendo los meses con más precipitación de diciembre a mayo, Tabla 24 y Figura 20; y en el vivero Lajas la temperatura promedio fue de 16.1°C y una precipitación anual de 585 mm (ANA 2018, NASA 2018).

Tabla 24: Datos meteorológicos promedio del periodo 2016 – 2018, vivero Baños del Inca.

Mes	Temperatura del aire			Humedad relativa	Presión Atmosférica	Evaporación potencial	Precipitación	Radiación promedio	Velocidad del viento		Dirección del viento
	Promedio	Mínima	Máxima						Promedio	Máxima	
	C°	C°	C°	%	mmHG	mm	mm	watts/m^2	m/s^2	m/s^2	
Ene.	14.8	8.9	24.0	69.2	771.6	115.2	83.0	243.7	0.5	5.6	NW
Feb.	14.1	8.2	23.6	67.8	758.2	101.9	74.5	295.9	0.4	5.3	NW
Mar.	14.4	9.3	23.9	74.4	770.8	87.1	113.5	193.5	0.3	6.0	NW
Abr.	14.0	6.1	25.5	72.7	772.1	84.6	73.0	192.9	0.2	5.2	NW
May.	13.5	5.2	25.3	73.5	771.9	82.9	56.5	179.3	0.2	4.5	NW
Jun.	13.1	3.8	25.4	60.1	771.9	89.4	6.0	202.3	0.4	4.6	NW
Jul.	13.4	3.4	25.2	49.6	773.1	114.9	0.0	200.4	0.7	5.6	NW
Ago.	14.1	4.4	25.7	38.2	773.1	127.7	0.0	226.7	0.8	5.7	NW
Set.	14.0	4.2	26.1	44.0	772.3	114.7	18.0	218.1	0.6	5.3	NW
Oct.	14.1	7.1	25.7	55.0	771.5	106.4	42.0	233.5	0.7	5.5	NW
Nov.	14.4	6.5	25.8	54.4	769.0	112.2	57.0	254.2	0.6	5.8	NW
Dic.	14.4	8.8	23.6	76.0	771.7	107.2	90.0	221.3	0.5	5.4	NW
Total	**168.1**	**75.9**	**299.8**	**734.8**	**9247.2**	**1244.3**	**613.0**	**2669.9**	**6.0**	**64.4**	**NW**
Media anual	**14.0**	**6.3**	**25.0**	**61.2**	**770.6**	**103.7**	**51.0**	**221.8**	**0.5**	**5.4**	**NW**

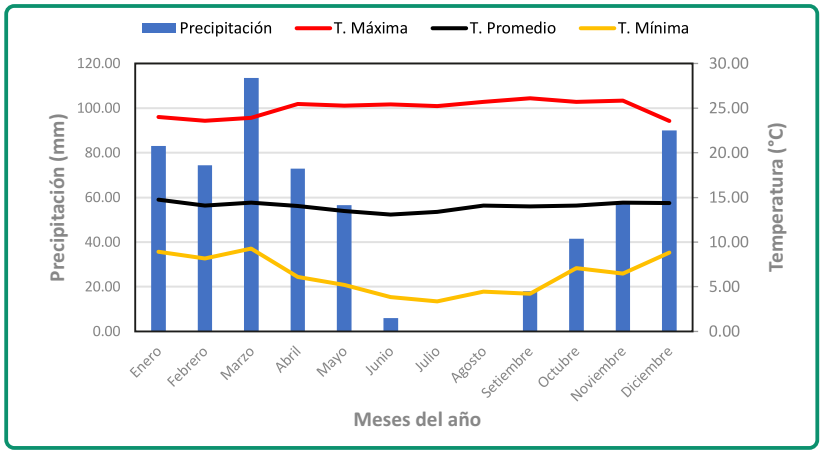


Figura 20: Datos meteorológicos promedio del periodo 2016 – 2018, vivero Baños del Inca.

2.3.1. PROPAGACIÓN SEXUAL

- **Colecta de semillas:** La colecta de semillas de la *Chinchona Officinalis* se debe realizar en los meses de setiembre a noviembre, a diferencia de lo mencionado por Conde *et al*. (2017), que en la región sur del Ecuador se realiza en el mes de mayo; esta diferencia es causada por la respuesta de la especie a los factores edafoclimáticos propios de cada lugar y los efectos del cambio climático.

  En el Figura 21 y Tabla 25 se puede observar que las semillas de la Quina tienen alta viabilidad cuando el fruto está maduro; para obtener semillas de buena calidad y en considerables proporciones la colecta de se debe realizar cuando la estructura fructífera está cerrada y presenta una coloración marrón oscuro con apariencia verrucosa, fruto maduro (Foto 47), concordando con Gonzaga y Moncayo (2012), que la cosecha de semillas se debe realizar cuando las cápsulas están cerradas y presentan un color rojo – intenso.

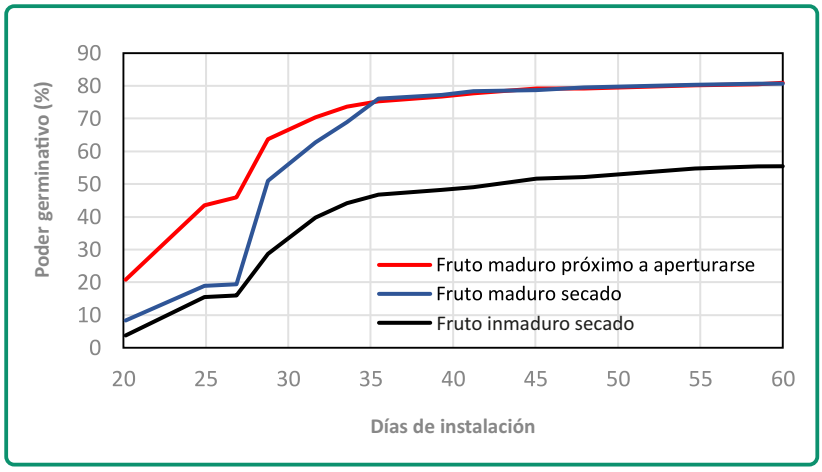


Figura 21: Estado fisiológico óptimo del fruto para la colecta de semillas
(Laboratorio del PIA Forestal, semillas remojadas por 5 días cambiando el agua diariamente)

Tabla 25: ANOVA del estado fisiológico óptimo del fruto para la colecta de semillas (Laboratorio del PIA Forestal, semillas remojadas por 5 días cambiando el agua diariamente)

Estado fisiológico del fruto	Media del P.G.	Tukey	
Fruto maduro próximo a aperturarse	82	A	
Fruto maduro secado	80	A	
Fruto inmaduro	55		B

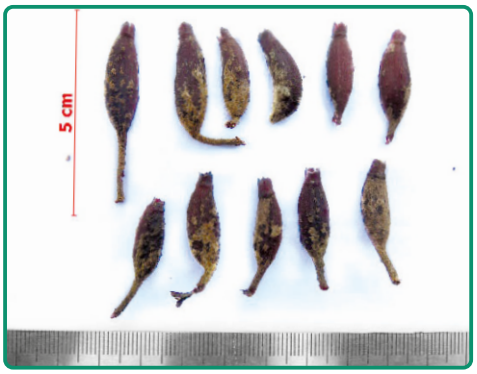


Foto 47: Características del fruto maduro (semilla viable)

- **Análisis físico de la semilla:** La semilla es alada y muy pequeña con un contenido de humedad de 9.6 %, y Poder Germinativo (P.G) promedio de 90 %; obteniendo resultados cercanos a los obtenidos por Conde *et al*. (2017), Caraguay *et al*. (2016) y Romero (2015).

  El fruto tiene un contenido de humedad promedio de 56%; de un kilo de fruto maduro se puede obtener aproximadamente 27 gr de semillas, de los cuales 22 gr son viables, además un kilo de semillas viables tiene alrededor de 2 462 740 unidades.

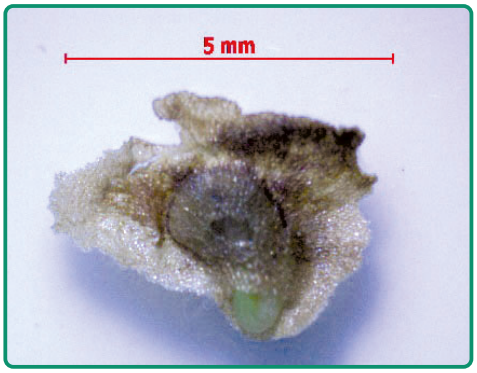


Foto 48: Semilla viable de Quina germinando

Cuando no se tiene en cuenta la consideración mencionada anteriormente en la colecta de semillas (fruto inmaduro) y las semillas no tienen tratamiento pre-germinativo, la germinación empieza aproximadamente a los dos meses y medio y termina a los 6 meses y medio (Figura 22), teniendo un bajo Poder Germinativo con alta heterogeneidad, Tabla 26.

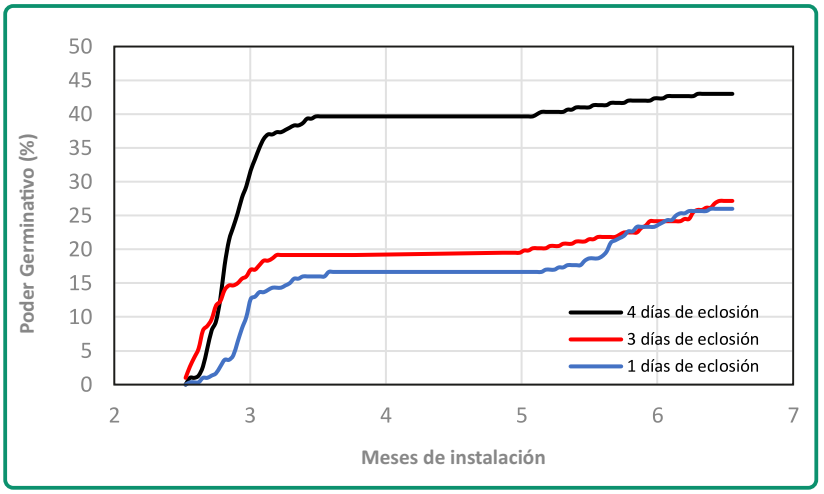


Figura 22: Poder Germinativo de las semillas de Quina provenientes de frutos sin selección (inmaduros y maduros) ni con tratamiento pre-germinativo, Laboratorio del PIA Forestal

Tabla 26: Poder Germinativo de las semillas de Quina provenientes de frutos sin selección (inmaduros y maduros) ni con tratamiento pre-germinativo, Laboratorio del PIA Forestal

Poder Germinativo	Promedio	Desviación estándar	Coeficiente de variación (CV)
29			
62	43	17	40
38			
5			
16	27	29	108
60			
24			
14	26	13	50
40			

Al analizar el Poder Germinativo de las semillas provenientes de frutos maduros en función a 2 tratamientos pre-germinativos (semillas sin tratamiento, remojo de semillas por 5 días con y sin cambio de agua), no se obtuvo diferencia estadística, obteniendo porcentajes de germinación entre 71 y 77. Pero las semillas remojadas por 5 días cambiando diariamente el agua presentaron mayor energía germinativa, empezando la germinación a los 38 días con una tendencia sigmoidal, estabilizando su germinación en menor tiempo, 75 días, como se ejemplifica en la Figura 23, esta reducción de tiempo y germinación más homogénea ayuda el almacigado y repique de plántulas. Indicando que existe un compuesto químico en las semillas que genera latencia y baja energía germinativa.

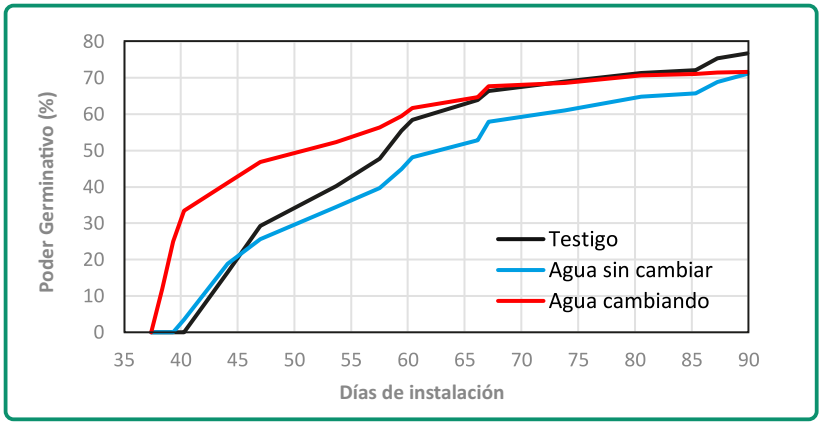


Figura 23: Poder Germinativo de las semillas de Quina en función a 2 tratamientos pre-germinativos (Laboratorio del PIA Forestal, semillas provenientes de frutos maduros)

Al evaluar el Poder Germinativo de las semillas de los frutos maduros en función a 3 tiempos de remojo cambiando el agua diariamente (3, 5 y 7 días), se evidenció que no existe diferencia estadística entre tratamientos y el testigo (semillas sin remojo), obteniendo poderes germinativos de 87 a 96%. Pero como se aprecia en el Figura 24, las semillas remojadas por 5 y 7 días germinaron antes, a los 30 y 40 respectivamente; y el testigo empezó a los 70 días, siendo un tiempo superior a la evaluación anterior (42 días).

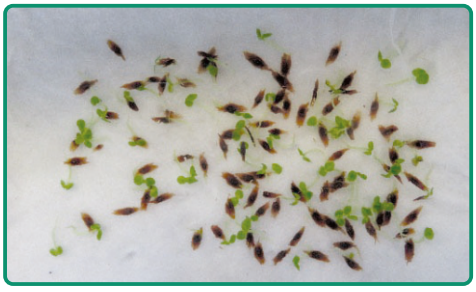


Foto 49: Germinación de semillas remojadas por 5 días cambio de agua diariamente

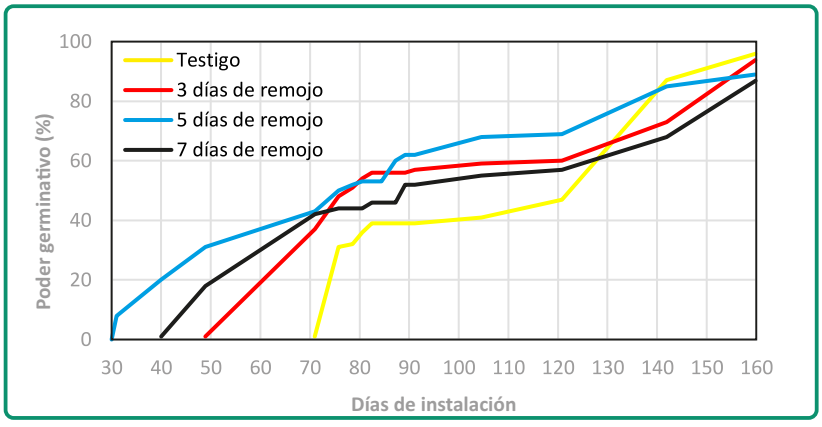


Figura 24: Poder Germinativo de las semillas de Quina en función a 3 tratamientos pre-germinativos

Moreno, citado por Conde *et al.* (2017), indica que el porcentaje de germinación de las semillas de *Cinchona* disminuye considerablemente según el tiempo de almacenamiento. Esto fue corroborado pues conforme es mayor el tiempo de almacenamiento de las semillas de Quina, pierden su viabilidad y su germinación es más heterogénea Tabla 27., lo cual es un proceso fisiológico normal.

La tendencia de pérdida de la viabilidad puede ser expresada mediante la siguiente función, $P.G.\% = e^{4.7229-0.04962(meses)}$, siendo una regresión estadísticamente significativa con un R^2 de 0.77 y $R_{\hat{Y}Y}$ de 0.88, que son buenos indicadores estadísticos. De forma general se recomienda usar las semillas de Quina hasta antes del año y medio (P.G de 50 %), y existe una alta probabilidad que estas pierdan toda su viabilidad a partir de los 3 años (Figura 25).

Tabla 27: Poder Germinativo de las semillas de Quina en función a los meses de almacenamiento (Laboratorio del PIA Forestal, semillas provenientes de frutos maduros)

Meses de almacenamiento	Repeticiones	Promedio	Desviación estándar	C.V.		
5	97	88	95	90	6.55	7.28
	93	80	95			
	93	79	89			
6	90	78	84	80	5.97	7.45
	75	70	84			
	80	84	77			
17	58	59	62	52	13.21	26.53
	53	42	25			
	53	62	34			

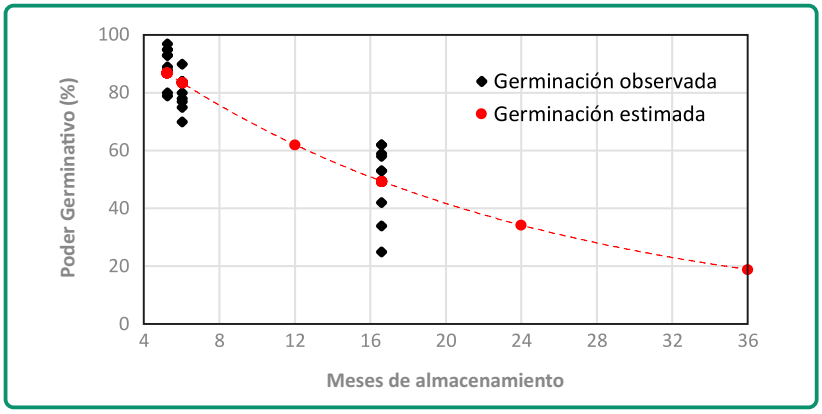


Figura 25: Poder Germinativo de las semillas de Quina en función a los meses de almacenamiento (Laboratorio del PIA Forestal, semillas provenientes de frutos maduros)

- **Almácigo:** En la primera etapa al evaluar la emergencia de plántulas en almácigo en función de tres los tipos de sustrato (bosque, vivero 1 y combinación 1) con tinglado, en el sustrato vivero 1 emergió menor número de plantas, las cuales presentaron amarillamiento de sus hojas y poco crecimiento; y en el sustrato Testigo (bosque) la emergencia se dio en menor tiempo, en mayor número y las plántulas tuvieron mejor conformación (Figura 26, Tabla 28, Foto 50 y 51)

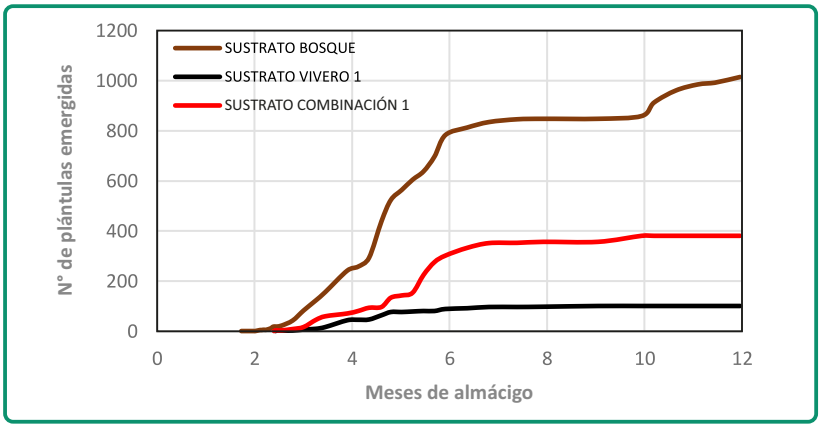


Figura 26: Emergencia de semillas en función a tres tipos de sustrato (Vivero Baños del Inca, almácigo de semillas sin tratamiento pre-germinativo y con doble tinglado de malla raschel, 65% en exposición solar parcial)

Tabla 28: Emergencia de semillas en función a tres tipos de sustrato (Vivero Baños del Inca, almácigo de semillas sin tratamiento pre-germinativo y con doble tinglado de malla raschel, 65% en exposición solar parcial)

Sustrato	Tratamiento	Proporción	N° de plántulas emergidas
Bosque	Testigo	1	1005
Vivero 1	T1	2: Tierra agrícola/ 1: Arena / 1: Turba	101
Combinación 1	T2	1: Vivero 1/ 1:Bosque	381



Foto 50: Germinación en sustrato combinación 1, vivero Lajas



Foto 51: Germinación en sustrato Bosque, vivero Baños del Inca

En la Tabla 29 se tienen los análisis de los sustratos usados en los almácigos, observándose que el sustrato Testigo tuvo pH ácido (4.9) y mayor contenido de materia orgánica (3.42 %); y por el contrario en el sustrato vivero 1 se presentó un pH ligeramente alcalino (7.5 y 7.7) y menor materia orgánica (2.74 y 2.77 %). Teniendo estas consideraciones en la segunda etapa el sustrato vivero 2 estuvo conformado por 3 partes de turba, 1 de tierra agrícola y arena, con lo cual su pH fue ligeramente ácido (5.6) y la materia orgánica de 4.26 %; el desarrollo y conformación de las plántulas emergidas en este nuevo sustrato fue similar al del testigo, pero el porcentaje de emergencia fue de 16 % (Figura 27) debido a la compactación del sustrato, por lo cual se recomienda profundizar las investigaciones para obtener un sustrato de mejor estructura. Finalmente, el porcentaje de emergencia en el sustrato bosque es de 61%.

Tabla 29: Análisis de suelos de los sustratos usados en los almácigos

Sustrato	Tratamiento	Proporción	Vivero Lajas		Vivero Baños	
			pH	M.O %	pH	M.O %
Bosque	Testigo	1	4.9	3.42	4.9	3.42
Vivero 1	T1	2: Tierra agrícola/ 1: Arena / 1: Turba	7.7	2.74	7.5	2.77
Combinación 1	T2	1: Vivero 1/ 1:Bosque	7.1	3.08	6.9	3.05

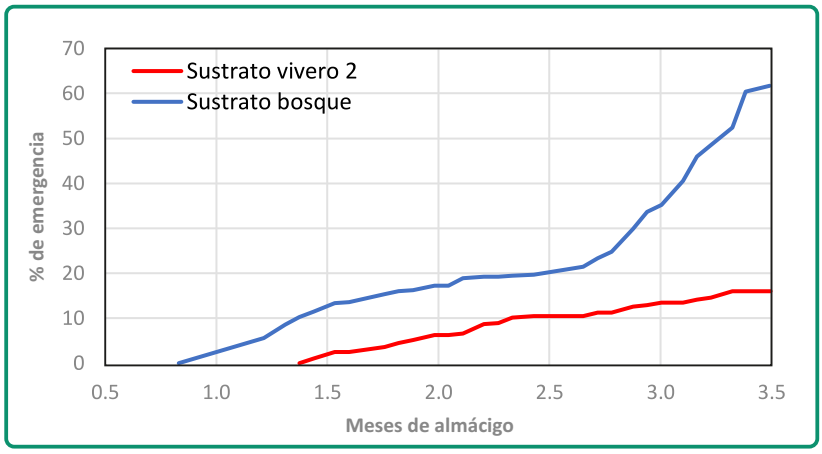


Figura 27: Porcentaje de emergencia de semillas en función a dos tipos de sustrato (Vivero Baños del Inca, almácigo de semillas con tratamiento pre-germinativo de remojo por 5 días cambiando el agua diariamente y doble tinglado de malla raschel, 65%)

En las camas con menos tiempo de exposición solar la germinación y emergencia fue más rápida en comparación de las que no presentaban algún tipo de sombra; pues esto favorece a tener menos temperatura y mantener más estable la humedad de los sustratos en horas con mayor incidencia solar, evitando la evaporación del agua, Figura 28 y Tabla 30.

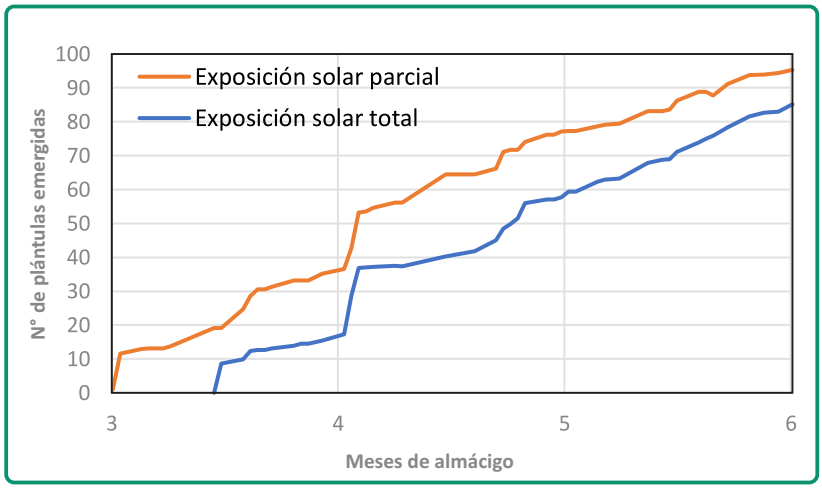


Figura 28: Emergencia de semillas en función a la exposición solar (Vivero Baños del Inca, almácigo de semillas con tratamiento pre-germinativo de remojo por 5 días cambiando el agua diariamente y doble tinglado de malla raschel, 65%)

Tabla 30: Temperatura (°C) de los sustratos en función de la exposición solar

Exposición solar	Hora del día			
	9.00 a.m.		12 p.m.	
	Promedio	Tukey	Promedio	Tukey
Total	11.6	A	20.6	A
Parcial	11.7	A	18.9	B

Hay que considerar que el sustrato usado para almacigar no debe ser fino puesto que ocasionará la compactación del sustrato, problemas de drenaje y aparición de musgos, lo que impide la emergencia de las plántulas de Quina, Foto 52 y 53.



Foto 52: Sustrato granular, Bosque



Foto 53: Sustrato fino compactado, vivero 1

La germinación de la Quina es epigea y una vez emergida la plántula en sustrato óptimo, a los dos meses aproximadamente aparece su primer par de hojas, luego al otro mes se desarrolla el segundo par y finalmente a los cuatro meses se observa el tercer par, donde tendrá el tamaño óptimo para repique, Fotos 54-57. Al estar un periodo considerable las plántulas en almácigo el sustrato debe tener moderada materia orgánica que ayude al desarrollo de los individuos.



Foto 54 y 55: Germinación epigea y desarrollo de plántulas de Quina



Foto 56: Desarrollo de plántulas de Quina



Foto 57: Plántulas de Quina para repique, vivero Baños del Inca

- **Repique:** El repique de las plántulas de Quina debe ser realizado cuando su tallo tiene 4 cm de altura o tres pares de hojas, en la Tabla 31 y Figura 29 se puede observar que a partir de la clase [4-4.5> en los dos viveros se obtuvo el menor porcentaje de mortandad.

Tabla 31: Mortandad en repique en función a la altura de planta (sustrato bosque)

Vivero Baños del Inca			Vivero Lajas		
Clases de tamaños del tallo (cm)	N° de plántulas	%	Clases de tamaños del tallo (cm)	N° de plántulas	%
[0.5-1>	66	16.1	[0.5-1>	167	32.2
[1-1.5>	86	21.0	[1-1.5>	189	36.4
[1.5-2>	86	21.0	[1.5-2>	110	21.2
[2-2.5>	61	14.9	[2-2.5>	40	7.7
[2.5-3>	50	12.2	[2.5-3>	8	1.5
[3-3.5>	34	8.3	[3-3.5>	2	0.4
[3.5-4>	16	3.9	[3.5-4>	1	0.2
[4-4.5>	7	1.7	[4-4.5>	1	0.2
[4.5-5]	4	1.0	[4.5-5]	1	0.2
Total	**410**	**100.0**	**Total**	**519**	**100.0**

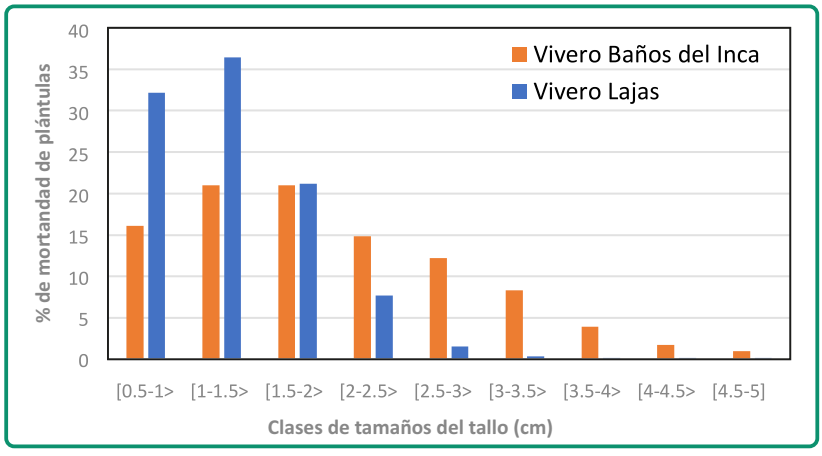


Figura 29: Mortandad de plántulas en función al tamaño de tallo (sustrato bosque)

- **Desarrollo de la Quina:** Después de realizar el repique de plántulas en los tres tipos de sustrato (bosque, vivero 1 y combinación 1), la supervivencia en los tratamientos, vivero 1 y combinación 1, fue inferior al testigo como se evidencia en la Tabla 32 y Figura 30.

Tabla 32: Porcentaje de supervivencia plántulas en función al sustrato
(Repique en bolsa de 18 x 12 cm y camas con tinglado de malla raschel de 65%)

Sustrato	Tratamiento	Proporción	Vivero	
			Baños del Inca	Lajas
Bosque	Testigo	1	83	85
Vivero 1	T1	2: Tierra agrícola/ 1: Arena / 1: Turba	41	28
Combinación 1	T2	1: Vivero 1/ 1:Bosque	61	54

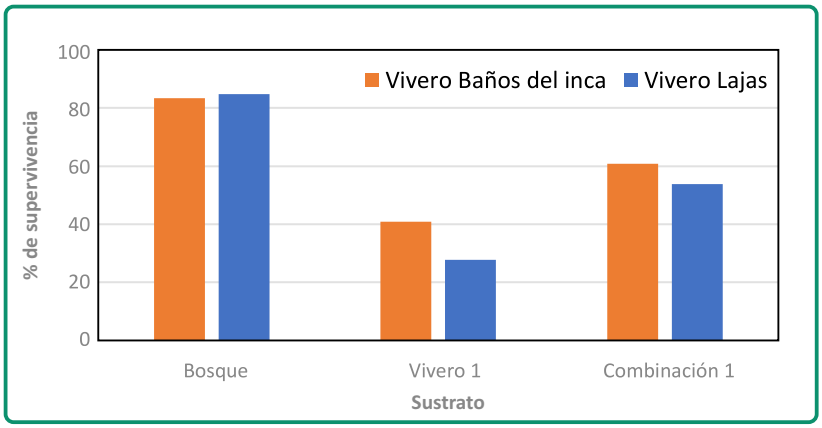


Figura 30: Porcentaje de supervivencia plántulas en función al sustrato
(Repique en bolsa de 18 x 12 cm y camas con tinglado de malla raschel de 65%)

En la Figura 31 y Tabla 33 se percibe que el desarrollo de los plantones en el tratamiento 1 fue significativamente inferior y sus hojas presentaron amarillamiento, a comparación del testigo donde los individuos presentaron buena conformación (Fotos 58- 60).

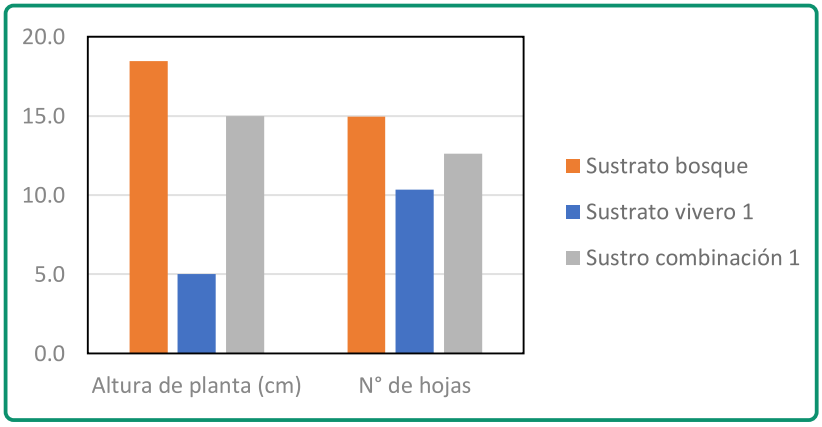


Figura 31: Crecimiento de plantones en función al sustrato (Vivero Baños del Inca,
repique de 8 meses en bolsa de 18 x 12 cm, con tinglado de malla raschel de 65 %)

Tabla 33: ANOVA del crecimiento de plantones en función al sustrato (Vivero Baños del Inca, repique de 8 meses en bolsa de 18 x 12 cm, con tinglado de malla raschel de 65%)

Sustrato	Tratamiento	Proporción	Altura de planta (cm)			N° de hojas		
			Media	Tukey		Media	Tukey	
Bosque 1	Testigo	1	18.5	A		15	A	
Combinación 1	T2	1: Vivero 1 / 1:Bosque	15.0		B	13	A	B
Vivero 1	T1	2: Tierra agrícola/ 1: Arena / 1: Turba	5.0		C	10		B



Foto 58: Plantones desarrollados en sustrato bosque, bien conformados



Foto 59: Plantones desarrollados en sustrato vivero 1 con hojas amarillas



Foto 60: Plantón superior desarrollado en sustrato vivero 1, medio en sustrato combinación 1 y baja en sustrato bosque

Al usar el sustrato conformado por 3 partes de turba, 1 de tierra agrícola y arena (vivero 2) en el repique, se observó que las plántulas repicadas tuvieron mayor porcentaje de supervivencia (72%) y no tuvo diferencia significativa con el testigo en la altura de los plantones, Foto 61.



Foto 61: Izquierda plantones desarrollados en sustrato vivero 2 y derecha en bosque, vivero Baños del Inca

Los plantones de Quina tienen un sistema radicular axomorfo, que es el doble del tamaño del tallo, necesitan desarrollarse en envases que cuenten con el adecuado volumen de sustrato. En la Tabla 34 y en las Fotos 62 y 63 se muestra el desarrollo de la Quina en función a dos tipos envases, bolsas y tubetes, obteniéndose que el crecimiento en el primer contenedor fue significativamente mayor, pues en los tubetes al tener poco volumen se limita el desarrollo del sistema radicular y parte área de la planta; siendo adecuado el uso bolsa de polietileno de 18x12 y 25x12 cm en dimensión plana.

Tabla 34: ANOVA del crecimiento de plantones en función del contendor, tubete de 4 cm de diámetro por 10 cm de alto y bolsa de 18 x 12 cm, en dimensión plana (Vivero Baños del Inca, repique de 5 meses en sustrato bosque con tinglado de malla raschel de 65%)

Contenedor	Altura de planta (cm)		Raíz		N° de Hojas		Área foliar (cm^2)	
	Promedio	Tukey	Promedio	Tukey	Promedio	Tukey	Promedio	Tukey
Tubete	3.2	A	14.5	A	8	A	2.0	A
bolsa	7.6	B	20.8	B	10	A	9.5	B



Foto 62 y 63: Plantón desarrollado en bolsa y tubete (Vivero Baños del Inca, repique de 5 meses en sustrato bosque con tinglado de malla raschel de 65%)

Además, los plantones de Quina después del repique necesitan ser protegidos con tinglado para que se desarrollen más rápido y no presenten amarillamiento de hojas por ser una especie parcialmente esciófita, pudiéndose usar malla raschel de 65% (Tabla 35 y Foto 64 y 65). Permaneciendo bajo esta protección por un periodo aproximado de 7 meses en los cuales su tallo alcanzará en promedio 15 cm (Figura 32), dimensión donde el individuo ya puede adaptarse a la radiación solar directa. Finalmente, la etapa de lignificación dura alrededor de 5 meses, con lo cual después de una selección las Quinas están listas para ser instaladas en campo.

Tabla 35: ANOVA del crecimiento de plantones en función al uso de tinglado, malla raschel de 65% (Vivero Baños del Inca, repique de 7 meses en bolsa de 18 x 12 cm)

Tinglado	Altura de planta (cm)		N° de hojas		Área foliar (cm^2)	
	Promedio	Tukey	Promedio	Tukey	Promedio	Tukey
Sin	8.8	A	10	A	9.4	A
Con	17.6	B	10	A	16.4	B



Foto 64 y 65: Izquierda plantones sin tinglado y derecha con tinglado, malla raschel de 65% (Vivero Baños del Inca, repique de 7 meses en bolsa de 18 x 12 cm)

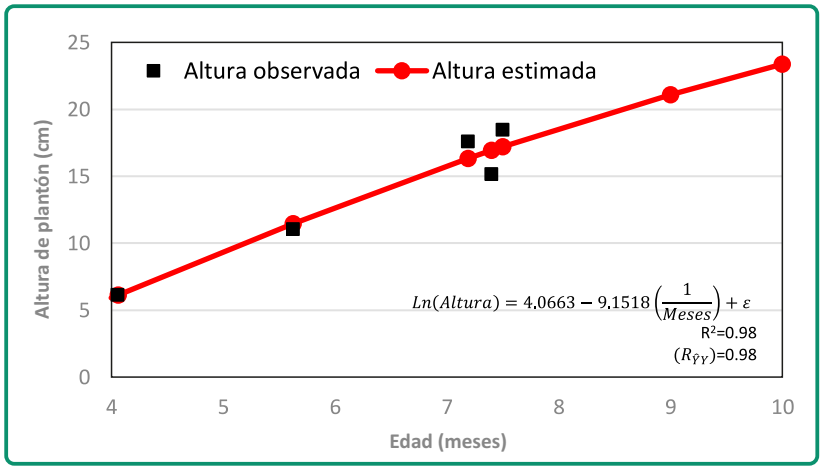


Figura 32. Crecimiento en altura de plantones (Vivero Baños del Inca, repique en bolsa de 18 x 12 cm, con tinglado de malla raschel de 65%).

- **Cronograma de actividades para la producción de plantones:** La Quina es una especie forestal de lento crecimiento, durando aproximadamente dos años su producción en vivero para que los plantones presenten características adecuadas y se realice su instalación en campo, como se puede observar en la Tabla 36.



Foto 66: Almácigo de Quina



Foto 67: Repiques de Quina



Foto 68: Plantones de Quina

Tabla 36: Cronograma de actividades para la producción de plantones de Quina en vivero (Propagación sexual)

	Actividad	Año 1				Año 2												Año3											
		Setiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Setiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Setiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre
Vivero	Colecta de semillas	x	x	x																									
	Selección de semillas		x	x	x																								
	Tratamiento pre-germinativo				x																								
	Almácigo				x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x													
	Manejo plantas arvenses de almácigo					x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x													
	Embolsado							x				x				x													
	Repique							x				x				x													
	Desarrollo de plantones							x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x							
	Lignificación de plantones													x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x		
	Remoción de plantones										x			x			x			x			x			x			
	Manejo plantas arvenses de plantones				x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x		
	Prevención y control				x		x		x		x		x		x		x		x		x		x		x		x		
Plantación	Eliminación de maleza																									x	x		
	Trazado y marcación																									x	x	x	
	Apertura de hoyos																									x	x	x	
	Transporte de plantones																											x	x
	Plantación																											x	x

2.3.2. PROPAGACIÓN ASEXUAL

No se obtuvieron resultados favorables, ni para estacas ni esquejes (Fotos 69 - 72). Se logró que algunas estacas inicien el proceso de brotación, pero no llegaron a enraizar y terminaron como las demás, secándose. Estos resultados son iguales con los obtenidos por Aldaz y Ochoa (2011) y Conde *et al.* (2017), quienes mencionan que a pesar de los cuidados requeridos por las estacas no se pudo estimular o inducir el enraizamiento, pues se pudo evidenciar que después de 15 a 20 días comenzaron a marchitarse y presentaron la descomposición de su base.

Considerando lo mencionado por Hartmann y Kester (1976), que algunas plantas son de difícil enraizamiento, pues no llegan a formar sus raíces por la presencia de inhibidores químicos, se puede suponer que la presencia de altos contenidos de alcaloides en la corteza leñosa de la Quina inhibe el desarrollo de raíces. Concluyendo que se debe de continuar con la investigación bajo este método teniendo en cuenta los resultados obtenidos.





Foto 69 y 70: Estacas marchitas y descomposición en su base, vivero Lajas





Foto 71 y 72: Esquejes marchitos, vivero Baños del Inca

2.3.3. PROPAGACIÓN POR BRINZALES

- **Instalación:** Si se desea usar este método, la extracción de brinzales debe ser realizado cuando tienen una altura del tallo de 4 a 8 cm pues el grado de supervivencia es mayor que la mortandad, Tabla 37 y Figura 33. Otras consideraciones que se deben tener en cuenta, es de

realizar la extracción con ayuda de un elemento punzante (navaja o varillas de fierro) para evitar dañar el sistema radicular y transportar los individuos envueltos en periódico húmedo como se muestra en la Foto 73 y 74. La desventaja de este método es que no todos los brinzales tienen una buena conformación que difícilmente se corrige, tallo muy tortuoso.

Tabla 37: Mortandad y supervivencia de brinzales en función a la altura de planta
(Instalación realizada sustrato bosque, bolsa de 18 x 12 cm y tinglado de malla raschel de 65%)

Mortandad de brinzales			Supervivencia de brinzales		
Clases de tamaños del tallo (cm)	**N° individuos**	**%**	**Clases de tamaños del tallo (cm)**	**N° individuos**	**%**
[0-2>	3	9	[0-2>	4	5
[2-4>	16	50	[2-4>	34	41
[4-6>	5	16	[4-6>	18	22
[6-8>	3	9	[6-8>	15	18
[8-10>	4	13	[8-10>	7	9
[10-12>	1	3	[10-12>	3	4
[12-14>	0	0	[12-14>	0	0
[14-16>	0	0	[14-16>	1	1
[16-18>	0	0	[16-18>	0	0
[18-20]	0	0	[18-20]	0	0
Total	**32**	**100**	**Total**	**82**	**100**

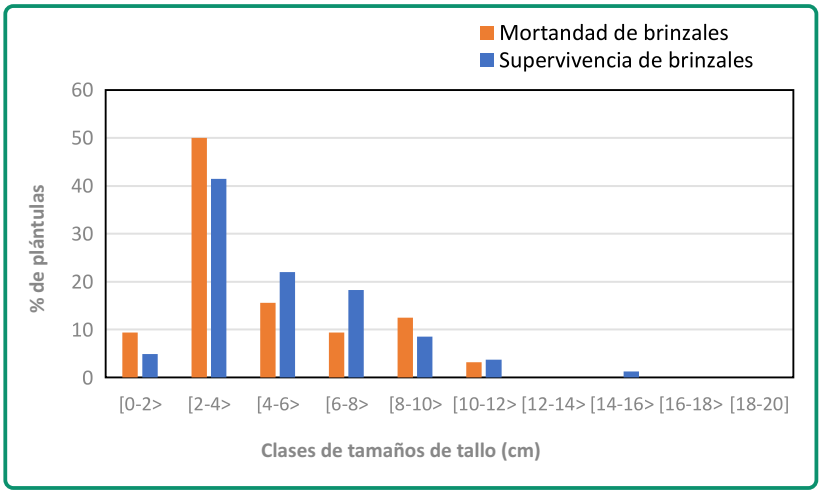


Figura 33: Mortandad y supervivencia de brinzales en función a la altura de planta
(Instalación realizada sustrato bosque, bolsa de 18 x 12 cm y tinglado de malla raschel de 65%)



Foto 73: Extracción de brinzales



Foto 74: Brinzales envueltos en periódico húmedo para su transporte

- **Desarrollo de brinzales:** Del mismo modo que en la propagación sexual, la supervivencia de los brinzales en los tratamientos, vivero 1 y combinación 1, fue inferior al testigo como se evidencia en la Tabla 38.

Tabla 38: Supervivencia de brinzales en función al sustrato

Vivero	Instalación	Duración del experimento (meses)	Sustrato	Tratamiento	Proporción	N° de individuos	% de supervivencia
Baños del Inca	1	10	Bosque	Testigo	1	40	35
			Vivero 1	T1	2: Tierra agrícola/ 1: Arena / 1: Turba	40	3
			Combinación	T2	1: Vivero 1/ 1:Bosque	40	0
	2	8	Bosque	Testigo	1	65	98
			Vivero 1	T1	2: Tierra agrícola/ 1: Arena / 1: Turba	65	18
			Combinación	T2	1: Vivero 1/ 1:Bosque	65	62
Lajas	1	15	Bosque	Testigo	1	20	60
			Vivero 1	T1	2: Tierra agrícola/ 1: Arena / 1: Turba	20	0
			Combinación	T2	1: Vivero 1/ 1:Bosque	20	0
	2	6	Bosque	Testigo	1	50	54
			Vivero 1	T1	2: Tierra agrícola/ 1: Arena / 1: Turba	50	0
			Combinación	T2	1: Vivero 1/ 1:Bosque	50	18

En la Tabla 39 y Figura 34 se percibe que el desarrollo de los brinzales en el tratamiento 1 fue significativamente inferior a los otros y sus hojas presentaron amarillamiento, a comparación del testigo donde los individuos presentaron buena conformación (Foto 75 -78)

Tabla 39: ANOVA del crecimiento de brinzales en función al sustrato
(Instalación realizada en bolsa de 18 x 12 cm, con tinglado de malla raschel de 65%)

Vivero		Baños del Inca - Instalación 2				Lajas - Instalación 2			
Meses		8				6			
Sustrato	Tratamiento	Altura de brinzal (cm)		Diámetro a la altura del cuello (mm)		Altura de brinzal (cm)		Diámetro a la altura del cuello (mm)	
		Media	Tukey	Media	Tukey	Media	Tukey	Media	Tukey
Bosque 1	Testigo	20.3	A	5.0	A	14.6	A	4.9	A
Combinación 1	T2	17.0	A	4.5	A	8.5	B	3.5	B
Vivero 1	T1	7.2	B	3.1	B	8.2	B	3.4	B

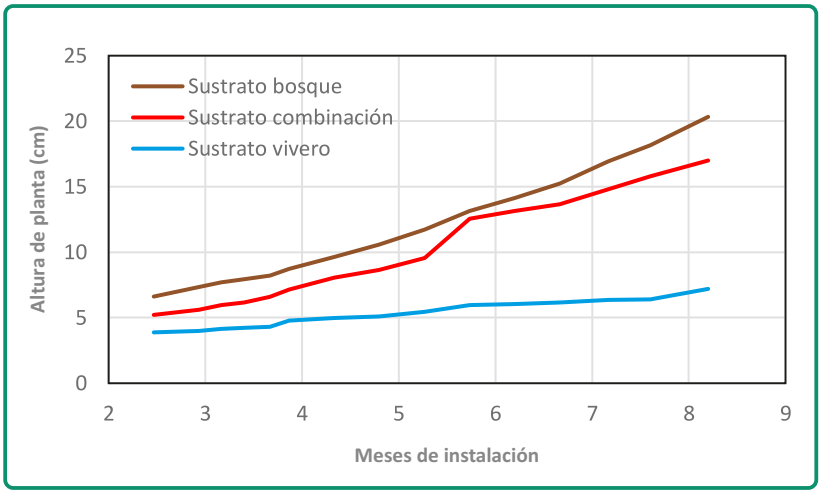


Figura 34: Crecimiento de brinzales en función al sustrato (Vivero Baños del Inca, segunda instalación de 8 meses realizada en bolsa de 18 x 12 cm, con tinglado de malla raschel de 65%)



Foto 75: Brinzales desarrollados en sustrato Bosque, combinación 1 y vivero 1 de Izquierda a Derecha, vivero Baños del Inca



Foto 76: Brinzales desarrollados en sustrato Bosque, combinación 1 y vivero 1 de arriba a abajo, vivero Baños del Inca



Foto 77: Brinzales desarrollados en sustrato bosque, vivero Lajas



Foto 78: Brinzales desarrollados en sustrato vivero 1, vivero Lajas

Los resultados de los análisis de suelos de los sustratos usados para los brinzales son los mismos que se obtuvieron para la propagación sexual, Tabla 40, donde el sustrato Testigo tuvo pH ácido (4.9) y mayor contenido de materia orgánica (3.42 %); y por el contrario en el sustrato vivero 1 se presentó pH ligeramente alcalino (7.5) y menor materia orgánica (2.77 %). Teniendo estas consideraciones en la segunda etapa el sustrato vivero 2 estuvo conformado por 3 partes de turba, 1 de tierra agrícola y arena, con lo cual su pH fue ligeramente ácido (5.6) y la materia orgánica de 4.26 %; el desarrollo y conformación de los brinzales en este nuevo sustrato fue similar al del testigo.

Tabla 40: Análisis de suelos de los sustratos usados en brinzales

Sustrato	Tratamiento	Proporción	Vivero Lajas		Vivero Baños	
			pH	M.O %	pH	M.O %
Bosque	Testigo	1	4.9	3.42	4.9	3.42
Vivero 1	T1	2:1:1	7.7	2.74	7.5	2.77
Combinación 1	T2	Vivero 1/ 1:Bosque	7.1	3.08	6.9	3.05

Al evaluar el crecimiento de los brinzales en función a la exposición solar, no existe diferencia significativa como se ilustra en la Tabla 41 y Figura 35.

Tabla 41: ANOVA del crecimiento de brinzales en función a la exposición solar (Vivero Baños del Inca, instalación de 10 meses realizado en sustrato bosque y en bolsa de 18 x 12 cm)

Exposición solar	Altura de brinzal (cm)		Diámetro a la altura del cuello (mm)	
	Promedio	Tukey	Promedio	Tukey
Total	18.3	A	6.7	A
Parcial	17.6	A	7.3	A

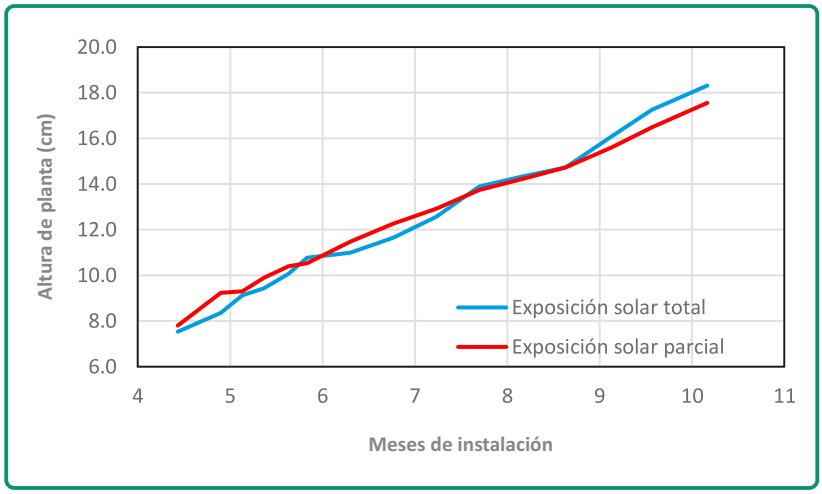


Figura 35: Crecimiento de brinzales en función a la exposición solar (Vivero Baños del Inca, instalación de 10 meses realizado en sustrato bosque y en bolsa de 18 x 12 cm)

2.3.4. PLAGAS EN VIVERO

Las principales plagas que atacan a las Quinas a nivel de almácigo son las babosas y milpiés (quilópodos), los cuales se alimentan de las hojas y tallos de las plántulas. Las primeras aparecen en mayor cantidad en periodos de alta humedad relativa (meses de lluvia), siendo controladas con el uso de Halizan. Por otro lado, para el control de los milpiés primeramente deben efectuar labores preventivas como una buena desinfección del sustrato (formol y solarización), ya una vez aparecidos estos artrópodos se puede realizar un control mecánico o químico. Además, las partes apicales de la Quinas pueden ser atacas por áfidos, siendo controlados mediante un riego a presión con detergente en tres aplicaciones cada una semana.



Foto 79 y 80: Ataque de babosas a repiques de Quina





Foto 81 y 82: Ataque de milpiés (quilópodos) a nivel de almácigo, defoliadores.

2.3.5. LABORES CULTURALES

- **Riego:** En el almácigo debe ser constante y realizado con pulverizador de mochila (Foto 83), pues así no se corre el riesgo de que las semillas queden expuestas en la superficie. La humedad del sustrato a capacidad de campo de forma constante es un factor indispensable para la germinación y emergencia de las plántulas, por lo cual la germinación empieza siempre por los bordes de las camas, Foto 84. El riego en repiques se debe realizar con una regadera de gota fina y el sustrato también se debe mantener a capacidad de campo.



Foto 83: Riego de almácigo con pulverizador de mochila, vivero Baños del Inca.



Foto 84: Emergencia de plántulas en los bordes de la cama de almácigo, vivero Baños del Inca.

- **Deshierbo**: Las plantas arvenses en el almácigo ayudan a retener la humedad y generar condiciones que necesita la Quina para germinar y emerger, por lo cual estas plantas deben ser manejadas realizando cortes y cuando las plántulas se hayan desarrollado realizar su extracción, Fotos 85-87. En el caso del repique y brinzales se deben extraer en forma continua.



Foto 85: Nula emergencia de plántulas en almácigo deshierbado.





Foto 86 y 87: Emergencia de plántulas en almácigo con plantas arvenses.

- **Remoción:** Se realiza de forma permanente cada 4 meses para los plantones y brinzales, aprovechando para realizar poda de raíces y ordenar las plantas por tamaños de las más grandes a las pequeñas en función de la exposición solar.

- **Manejo de tinglado**: Los almácigos deben tener una protección constante que evite el mayor ingreso de luz y favorecer la germinación, pudiéndose usar doble tinglado de malla raschel de 65% o sólo una pero de más porcentaje. Los brinzales y plantones tienen que estar por un periodo bajo tinglado hasta alcanzar una altura aproximada de 15 cm y luego realizar su lignificación.



Foto 88: Plantones de Quina cubiertos por malla raschel de 65%, vivero Baños del Inca.



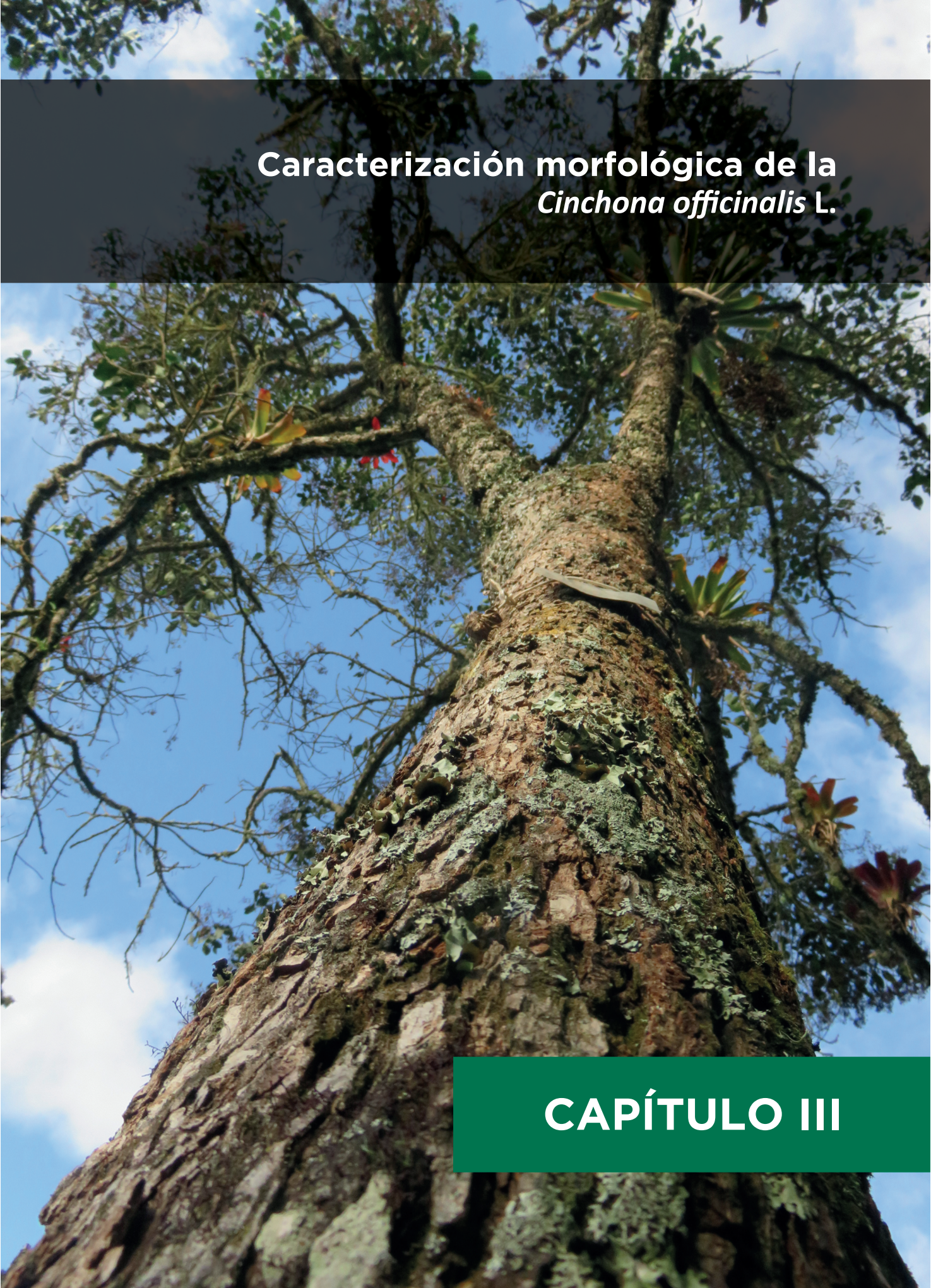
Foto 89: Rebrotes de plántula de Quina, vivero Baños del Inca.

- **Manejo de rebrotes:** Finalmente, los brinzales y plantones después de ser atacados por una plaga (babosas y milpiés) tienen una alta capacidad de rebrote como se aprecia en la Foto 89, por lo cual después de un tiempo se debe hacer la corta de estos, sólo dejando el que presenta mejor conformación.

2.3.6. MÉTODO ÓPTIMO DE PROPAGACIÓN

La semilla es intermedia de germinación epígea, con un poder germinativo (P.G) de 90%, perdiendo toda su viabilidad aproximadamente a los 3 años, pudiéndose trabajar con semilla de hasta de 1.5 años de almacenada (P.G. 50 %); recomendándose hacer el tratamiento pre-germinativo, de remojo de las semillas por 5 días en agua fría, cambiándola diariamente. Para el almácigo, el sustrato debe presentar contenido de materia orgánica moderado y pH ácido (5.6 aprox.), con estructura granular. La especie es parcialmente esciófita en sus primeras etapas, necesitando humedad y protección para su germinación, el tinglado debe usarse de forma permanente; los deshierbos deben manejarse con cierto criterio, pues las plantas arvenses generan condiciones para la germinación, controlando su crecimiento y extrayendo de forma total cuando las Quinas empiecen a desarrollar. El repique se realiza cuando las plántulas tienen aproximadamente 4 cm de tamaño y 3 pares de hojas puesto que el porcentaje de mortandad es bajo, el sustrato debe ser rico en materia orgánica, su pH y estructura igual que lo usado para almácigos; bolsas de polietileno de 18 x 12 y 25 x 12 cm en dimensiones planas; tinglado permanente por un periodo aproximado de 7 meses (tiempo en que los plantones están listos para ser expuesto a radiación solar), y 5 meses de lignificación quedando listos para ser instalados en campo; los deshierbos y riegos deben realizarse frecuentemente.

Con el método de propagación asexual (estacas y esquejes), no se obtuvieron buenos resultados, por lo que se recomienda continuar con las investigaciones. Y con la propagación por brinzales, se obtuvo buenos resultados, los individuos son extraídas del bosque y adaptadas en vivero, siguiendo el mismo procedimiento que para propagación sexual (repique); considerando que su uso excesivo pone en riesgo la dinámica de la especie en el bosque.



Caracterización morfológica de la *Cinchona officinalis* L.

CAPÍTULO III

3.1. MARCO TEÓRICO

- **Morfología de las plantas:** La morfología vegetal es la rama de la botánica que estudia las formas y estructuras de las plantas (Gonçalves y Lorenzi 2011); siendo imprescindible en la comprensión del ciclo de vida y crecimiento de las especies forestales (Mourão *et al.* 2002), pues además de ser útil para la identificación de las especies, puede auxiliar en estudios de regeneración natural de los ecosistemas, análisis del ciclo biológico, formas de manejo e identificaciones de estrategias para la conservación de las especies, hasta el mismo desarrollo de técnicas en la producción de plantas (Batista *et al.* 2011). Para Ferreira y Barretto (2015) a pesar del considerable avance en los estudios sobre morfología vegetal, todavía se observa que hay grandes carencias de información, principalmente en los estudios referidos a plántulas y brinzales; y más aún en la morfología de flores, frutos y semillas de árboles, donde hay un gran número de especies sin información de estos caracteres.

  Olivera *et al.* (2009) plantearon que la caracterización morfológica es una actividad que consiste en describir caracteres morfológicos, fenológicos y productivos que identifican a las especies o accesiones, permitiendo determinar los tipos promisorios para los procesos de selección, mejoramiento genético u otros fines (Bonilla *et al.* 2008, Machado 2011). Además, suministra información sobre la identidad de cada una de las entradas a través del uso de descriptores, facilitando estudiar la variabilidad genética; por lo tanto, es una herramienta importante para evitar las duplicaciones de un mismo material y minimizar la sobrestimación de la diversidad existente (Becerra y Paredes 2000).

  Según Franco e Hidalgo (2003) en el proceso de caracterización morfológica de una colección, independientemente de su tamaño, se pueden establecer los siguientes objetivos principales:

  - Medir la variabilidad genética del grupo en estudio; para lo cual se pueden incluir uno, varios o todos los niveles posibles de variabilidad, es decir, fenotípica, evolutiva y molecular, utilizando en todas ellas descriptores previamente definidos.
  - Establecer la representatividad de la colección y su relación con la variabilidad de la especie en una región, o con la variabilidad total de la especie.
  - Investigar la estructura genética, o sea, la forma como se compone la colección estudiada en relación con las variantes, o sus combinaciones que forman grupos o poblaciones identificables. Lo anterior está influenciado por factores demográficos in situ, tales como tamaño de población, biología reproductiva y migración.
  - Identificar los porcentajes de duplicidad de accesiones que puedan existir en una misma colección o en comparación con otras colecciones de la especie.

- **Herborización:** Aunque la historia de las ciencias botánicas comienza en la Grecia antigua con Teofrasto (Siglo III A.C.), el término herbario es relativamente reciente; siendo empleado por

Tournefort y Linneo en los siglos XVII y XVIII para designar una colección de plantas muertas, disecadas y aplastadas, más accesibles en cualquier estación del año que un jardín botánico a la intemperie, para fines de estudio (Giberti 1998). Por otro lado, según López y Rosas (2002) la palabra herbario originalmente se refería a un libro de plantas medicinales, pero en la actualidad denota una entidad que maneja una colección de ejemplares vegetales en una secuencia de clasificación aceptada, que está disponible para su consulta. El primer valor de un herbario está constituido por sus existencias de especímenes botánicos, cuya utilizada es crítica para estudios taxonómicos y morfológicos de las plantas. Así, los muestrarios de referencia permiten el estudio comparativo, tanto en un nivel morfológico, anatómico y a otros niveles, como por ejemplo molecular (Marcelo *et al.* 2011).

Los pasos a seguir para elaborar un herbario son colecta, prensado, secado, montado y etiquetado. La colecta se hace de una porción de una ramita de aproximadamente 25 cm de longitud, que preferencialmente deben incluir flores, frutos; útiles y algunas veces esenciales para la identificación (Sánchez y González s.f.). Los materiales que recomienda OSINFOR (2013) en la colecta del material biológico en campo son:

- Tijera telescópica y de mano
- Binoculares.
- Libreta de campo / formatos de toma de datos.
- Lápiz.
- Marcador permanente.
- GPS.
- Papel periódico.
- Rafia o pabilo.
- Alcohol al 96 %.
- Cinta maskintape
- Etiquetas de codificación.
- Machete y cuchilla.
- Cámara fotográfica.
- Prensas.

Las siguientes son algunas recomendaciones básicas para la colecta de ejemplares (BCMF 1996):

- Seleccionar ejemplares en buenas condiciones, libres de daño por insectos, de hongos o de enfermedades.
- Seleccionar plantas con partes maduras (hojas, tallos, raíces, flores, frutos u otras estructuras reproductivas) bien desarrolladas.
- Seleccionar ejemplares que representen el intervalo de variación de la población, no ejemplares atípicos.

- Las plantas de más de 30 x 42 cm deben doblarse en forma de V, N o M (machacar un poco el tallo antes de doblarlo previene su ruptura).

Cuando se realiza la colecta se debe apuntar en una libreta de campo la descripción de la zona de estudio siguiendo un orden de lo general a lo particular, primero se anota la región, provincia, distrito y sector, altitud, posición geográfica, así mismo se consignará el hábitat, los datos del colector o colectores y finalmente la fecha; además se hará anotaciones sobre las características del individuo de donde procede la muestra como su hábito, forma de crecimiento, altura, DAP, corteza, posición de los órganos, color, olor, sabor, etc (Marcelo y Dávila s.f.).

Luego de la colecta de muestras en campo y su transporte a un lugar más adecuado se pasa al proceso de prensado y secado, el principal objetivo de estas etapas es la extracción de la humedad lo más pronto posible, preservando la integridad morfológica de la planta y produciendo un material que sea fácil de montar en las hojas de herbario (Frank y Perkins 2018).

Para el proceso de prensado primero se coloca una tapa de la prensa y un cartón, luego se arregla la muestra dentro del periódico, recordar que al menos una hoja o foliolo deberá mostrarse por el envés, cerrar el periódico y colocar el número o código de colecta; poner un nuevo cartón y repetir el proceso para las otras muestras. Finalmente colocar la otra tapa de la prensa, con ayuda de cuerdas nylon presionar fuertemente ambas tapas de la prensa y amarrar firmemente para logar que las hojas queden completamente planas (Marcelo *et al.* 2011).

Una vez que las muestras han sido secadas deben disponerse permanentemente sobre cartulinas blancas que varían según los diferentes herbarios, pero por lo general son de 40 x 30 cm; para fijar los ejemplares se puede usar hilos (plantas cosidas), adhesivos (pegar los ejemplares) o telas engomadas (Giberti 1998).

El último paso en la elaboración de muestras es el etiquetado, en la etiqueta se escriben los datos que se anotaron en la libreta de campo cuando se realizó la colecta y durante el proceso en gabinete, siendo los siguientes (Universidad Autónoma de Ciudad Juárez s.f).

- Familia
- Nombre científico
- Nombre común
- Fecha de colecta
- Sitio de colecta
- Fenología de la planta
- Características
- Nombre del colector

- Usos. Medicinal, alimento, cerca viva, ornamental entre otros
- Forma de uso

3.2. METODOLOGÍA

Para realizar la caracterización morfológica de la *Cinchona officinalis*, se aplicó una metodología básica, cuantitativa, de observación, comparativa e interpretativa ayudándose de una estadística descriptiva no experimental, realizándose actividades en campo y en gabinete. La evaluación se realizó por el lapso de un año, describiendo plántulas, brinzales y árboles, de estos últimos se consideró también su floración y fructificación; considerando lo mencionado por Ricardi *et al.* (1977), que pueden existir estructuras presentes en las primeras fases de la planta que desaparecen con el crecimiento de esta. La validación de la identificación botánica del material biológico caracterizado fue realizada por el Herbario "Isidoro Sánchez Vega" de la Universidad Nacional de Cajamarca, anexo.

3.2.1. ELABORACIÓN DE LA GUÍA DESCRIPTORES MORFOLÓGICOS

La elaboración de la guía es producto de las observaciones en el área de estudio y visitas a otros lugares donde se han registrado ejemplares de *Cinchona officinalis* y otras especies del género como en el distrito de Conchán de la provincia de Chota, distrito de San Luis de la Lucma de la provincia de Cutervo y en el bosque de Huamantanga del distrito y provincia de Jaén (Tabla 42); además, agenciándose de la información generada en las investigaciones realizadas por Fernández (2017), Zevallos, (1989), Castillo (2014) y Mendoza (2004), se elaboró la "Guía de descriptores morfológicos para la *Cinchona officinalis* L", que sirvió para el registro de la información de los caracteres morfológicos de los árboles, brinzales y plántulas de la Quina.

Tabla 42: Ubicación de especies del género *Cinchona* en el departamento de Cajamarca

Especie	Provincia	Distrito	Coordenadas UTM 17S – WGS 84		Altitud msnm
			Este	Norte	
Cinchona calisaya Wedd.	Chota	Conchán	780262	9207924	2442
			761681	9286321	2512
			761792	9285856	2583
Cinchona officinalis L.	Cutervo	San Luis de la Lucma	767080	9305100	2524
			767094	9305124	2535
			767117	9305144	2549
	Chota	Querocoto	9295800	715069	2614
Cinchona micrantha Ruiz & Pav.	Jaén	Jaén	732453	9372667	1421
Cinchona sp.			730583	9372684	1990
Cinchona pubescens Vahl.			728323	9373575	2320
Cinchona scrobiculata Bonpl.		Huabal	728123	9373421	2307

3.2.2. CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA

3.2.2.1. ÁRBOLES

- **Reconocimiento del área en estudio y selección de árboles**: Se realizó el reconocimiento del área en estudio ubicada en los Centros poblados San Luis y Paraguay, pertenecientes a la Zona de Amortiguamiento del Bosque de Protección de Pagaibamba; seleccionándose en total 17 árboles para ser caracterizados teniendo en cuenta principalmente buen estado fitosanitario, buena conformación de fuste y copa de los individuos que fueron identificados; los cuales estuvieron presentes en todas las formaciones vegetales (Área agropecuaria, Bosque intervenido y no intervenido).

- **Elaboración de mapa**: Se elaboró un mapa de ubicación y localización de los árboles seleccionados a caracterizar con el objetivo de facilitar su ubicación y generar información para futuras investigaciones, para lo cual se usó un GPS marca Garmin modelo Oregón 750, shapefiles de la ZEE elaborados por el Gobierno Regional de Cajamarca y el sofwar ArcMap 10.4.1.



Foto 90: Georreferenciación de árboles

- **Trabajo en campo:** Seleccionados los árboles se procedió a realizar su caracterización morfológica mediante la observación directa con la ayuda de binoculares y registrando los caracteres en el Formato de descripción N° 01 de la "Guía de descriptores morfológicos para la *Cinchona officinalis* L.". Los caracteres cualitativos en su mayoría fueron descritos en esta etapa siendo arquitectura, corteza, hojas, estípulas, inflorescencia, flores, frutos y semillas; así como los colores de las accesiones de los árboles usando la Tabla Munsell para vegetales. Los caracteres cuantitativos fueron obtenidos por medición, para lo cual se colectó muestras de órganos vegetales que fueron trasladadas al laboratorio del PIA Forestal.





Fotos 91 y 92: Caracterización morfológica de hojas y uso de la Tabla Munsell

- **Trabajo de laboratorio:** Las muestras colectadas en campo fueron separadas en dos grupos en función a la unidad de medida del carácter, siendo el primer grupo los caracteres que fueron medidos en centímetros que comprende la longitud de peciolo, largo y ancho de hojas, longitud de inflorescencia y largo y ancho del fruto, cuyas medidas fueron obtenidas con una regla graduada. El otro grupo fueron los caracteres que se midieron en milímetros como longitud de flor, cáliz, sépalo y otros, para lo cual se usó fotografías obtenidas con cámara digital o estereoscopio-microscopio con cámara acoplada, considerando que las fotografías estén graduadas para poder realizar posteriormente su calibración; las medidas fueron obtenidas usando el programa Image-Pro Plus, pasando por un proceso de calibración, contraste de espectros, medición y exportación de datos al Excel; por cada árbol descrito se realizaron 10 mediciones de cada carácter cualitativo evaluado.



Foto 93: Captura de fotos usando estereoscopio- microscopio con cámara acoplada

- **Sistematización y procesamiento de información:** Con todos los caracteres obtenidos en campo y laboratorio se procedió a elaborar un registro general de datos en el programa Excel,

teniendo como base los formatos de evaluación de la guía elaborada (árboles); sirviendo para analizar e interpretar la información y realizar la caracterización morfológica. En el procesamiento de la información se obtuvo la moda de los descriptores cualitativos y de los cuantitativos sus valores mínimos y máximos.

- **Caracterización morfológica:** Para la caracterización se utilizó los manuales dendrológicos y claves de identificación elaborados por Marcelo *et al*. (2011), Marcelo y Dávila (s.f.) y Souza y Lorenzi (2014). Los descriptores cualitativos en la redención fueron detallados todos los datos en orden descendente en función a la moda y en los cualitativos se mencionó los valores mínimos y máximo obtenidos.

3.2.2.2. BRINZALES

Para realizar la caracterización morfológica de los brinzales de Quina se usaron 10 individuos, los datos cualitativos y cuantitativos fueron obtenidos siguiendo el mismo procedimiento usado para las accesiones de los árboles; y toda la información fue registrada en el Formato de descripción N° 02 de la "Guía de descriptores morfológicos para la *Cinchona officinalis* L.". Los brínzales caracterizados fueron extraídos de la Zona de Amortiguamiento del Bosque de Protección de Pagaibamba y puestos a adaptación en el vivero del PIA Forestal de la Estación Experimental Agraria Baños del Inca por un periodo de 6 meses.





Fotos 94 y 95: Caracterización morfológica de brinzales

3.2.2.3. PLÁNTULAS

Para realizar la caracterización morfológica de las plántulas de las Quina se usaron 10 individuos, los datos cualitativos y cuantitativos fueron obtenidos siguiendo el mismo procedimiento usado para los brinzales; y toda la información fue registrada en el Formato de descripción N° 03 de la "Guía de

descriptores morfológicos para la *Cinchona officinalis* L.". Las plántulas caracterizadas provienen de la propagación sexual de la Quina, utilizando semillas de los árboles candidatos a ser semilleros ubicados en la Zona de Amortiguamiento del Bosque de Protección de Pagaibamba; estos individuos fueron propagados en el vivero del PIA Forestal de la Estación Experimental Agraria Baños del Inca, por un periodo de 5 meses.





Foto 96 y 97: Caracterización morfológica de plántulas

3.2.3. CLAVE DICOTÓMICA

Usando la información generada, la caracterización morfológica de la *Cinchona officinalis*, y las visitas realizadas a lugares donde se han registrado otras especies del género, se elaboró una clave dicotómica donde se mencionan las principales características para poder diferenciar a la *C. pubescens* Vahl., *C. micrantha* Ruiz & Pav., *C. scrobiculata* Bonpl., *C. officinalis* L. y *C. calisaya* Wedd.

3.2.4. HERBORIZACIÓN

Para realizar la herborización de la Quina se siguió la metodología sugerida por Sánchez y González (s.f.), OSINFOR (2013), BCMF (1996), Marcelo y Dávila (s.f), Frank y Perkins (2018), Marcelo *et al.* (2011), Giberti (1998) y Universidad Autónoma de Ciudad Juárez (s.f). En la colecta de las muestras se consideró los estados vegetativos y reproductivos de la especie, siendo el material vegetativo codificado con el número del árbol que procedían y prensado; las prensas fueron trasladadas al laboratorio del PIA forestal de la E.E.A Baños del Inca, donde se procedió al secado en estufa eléctrica a una temperatura de 60 °C por el lapso de una hora, dejándose enfriar y cambiándose los cartones húmedos, repitiendo este procedimiento hasta obtener muestras secas. Finalmente, se montó las muestras de los árboles junto con un brinzal y una plántula, en cartulinas folcote calibre 14 de 30 x 40 cm y papel kraft de 60 x 40 cm; el modelo de las etiquetas usadas se muestra a continuación conteniendo lo más resaltante de la especie.

INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGRARIA
E.E.A. BAÑOS DEL INCA
PNIA - PROYECTO_008

Nombre científico **FAMILIA**
Departamento, Provincia, Distrito, Centro Poblado o Sector.
Zona de vida: _____
Colecta: _____
Árbol: _____
Sistema de Coordenadas Zona_____ E: _____ N: _____
Altitud: _____ msnm Fecha: _____
Proceso fenológico
Características morfológicas más resaltantes del individuo

Nombre de colector. **Número de muestra.** & Nombre de colector.

Figura 36: Modelo de etiqueta





Foto 98 y 99: Colecta y prensado de muestras

3.3. RESULTADOS

3.3.1. GUÍA DE DESCRIPTORES MORFOLÓGICOS PARA LA *Cinchona officinalis* L.

El objetivo de la elaboración de la Guía de descriptores morfológicos para la *Cinchona officinalis* consiste en facilitar el registro de los descriptores morfológicos que van a permitir la caracterización morfológica de la especie, y ser un material de consulta para futuras

investigaciones de otras especies del género *Cinchona.* Esta Guía está conformada por tres formatos con el objetivo de caracterizar la Quina a lo largo de todo su proceso vegetativo y reproductivo, el primero (Formato de descripción N° 01) sirve para evaluar la morfología de individuos mayores (latizales, fustales y maduros), caracterizando los aspectos morfológicos como la arquitectura, corteza, hojas, estípulas, inflorescencias, flores, frutos y semillas; y cada uno de estos con sus respectivos caracteres y estados. Como caracteres cualitativos se consideró los que en sus estados presentan variaciones no numéricas (morfológicas) como forma de fuste (cilíndrico, cónico y acanalado), de hoja (elíptica, oblonga y ovada), etc; así como los colores de las principales accesiones, existiendo una tabla exclusiva para el registro de estos últimos. En los caracteres cuantitativos se consideró los que en sus estados presentan variaciones continuas como longitud y ancho de hoja, número de flores por inflorescencia, diámetro de flor, etc.

Los otros dos formatos sirven para evaluar las características morfológicas de los brinzales y plántulas respectivamente, evaluando la arquitectura, corteza, hojas, estípulas y cotiledones sólo en plántulas; de igual forma cada uno de estos con sus respectivos caracteres cualitativos y cuantitativos con sus estados, Formato de descripción N° 02 y 03.



Foto 100: Individuo maduro de Quina

PERÚ Ministerio de Agricultura y Riego

inia Instituto Nacional de Innovación Agraria

Proyecto de Investigación:

Estudio Silvicultural de la Quina "Cinchona officinalis L.", en el Distrito de Querocoto, Provincia de Chota, Departamento de Cajamarca.

Guía de descriptores morfológicos para la "*Cinchona officinalis* L.".



Estación Experimental Agraria Baños del Inca

Elaborado por:

Miguel Ángel Villar Cabeza – Ingeniero Agrónomo

Fátima Elizabeth Marcelo Bazán – Ingeniero Forestal

Juan Rodrigo Baselly Villanueva – Bachiller Forestal

Cleotilde Huamán Llanos- Técnico Forestal

Cajamarca – PERÚ

2017

Formato de descripción N° 01. Caracterización morfológica de árboles

Fecha de evaluación:_____/_____/_____ Lugar de evaluación: Provincia: _____

Árbol de evaluación: _____ Distrito: _____

Formación vegetal: Área agropecuaria ( ) Bosque intervenido ( ) Bosque no intervenido ( )

Sistema de coordenadas: _____ Zona: _____ Este: _____ Norte: _____ Altitud: _____

Evaluadores: _____

_____

Maduro ( )	**Fustal ( )**	**Latizal ( )**	
Morfología del individuo	**Carácter morfológico**	**Estados**	**Dato**
Arquitectura	Habito	Arbusto	
		Arbusto y árboles	
		Árboles	
	Dap (cm)		
	Altura (m)	Total	
		Comercial	
	Tronco o fuste	Cilíndrico	
		Cónico	
		Acanalado	
	Ramificación	Simpodial	
		Simpodial y Monopodial	
		Monopodial	
	Copa	Globosa	
		Estratificada	
		Irregular	
Corteza	Corteza	Lisa	
		Fisura	
		Agrietada	
	Lenticelas	Ausencia	
		Presencia	
	Distribución de lenticelas	Horizontal	
		Vertical	
		Homogéneamente	
	Peciolo	Ausencia	
		Presencia	
		Longitud (cm)	
	Estructura	Simple	
		Compuesta	
	Longitud (cm)		
	Ancho (cm)		
	Filotaxia	Decusada	
		Alterna helicoidal	
	Consistencia	Membranosa	
		Cartácea	
		Coriácea	
	Superficie del haz	Glabra	
		Glabrescente	
		Glauca	

Hojas	Superficie del envés	Glabra	
		Glabrescente	
		Glauca	
	Pubescencia	Cerdas	
		Uncinadas	
		Glandulares	
	Venación principal	Ausente	
		Prominente	
	Nervadura	Craspedódroma	
		Eucamptódroma	
		Pinnatinervia	
	Borde	Entero	
		Aserrado	
		Sinuoso	
	Forma	Elíptica	
		Oblonga	
		Ovada	
	Ápice	Acuminado	
		Agudo	
		Mucronado	
	Base	Aguda	
		Obtusa	
		Atenuada	
Estípulas	Estípulas	Ausencia	
		Presencia	
	Forma	Ovada	
		Aovada	
	Posición	Intrapeciolada	
		Interpeciolada	
	Longitud (cm)		
	Ancho (cm)		
Inflorescencia	Posición	Axial	
		Terminal	
	Tipo	Panícula	
		Cima dicasio	
	Número de flores por inflorescencia		
	Longitud (cm)		
Flores	Longitud de pedúnculos (mm)		
	Diámetro de flor en el corte horizontal (mm)		
	Longitud de flor (mm)		
	Longitud del cáliz (mm)		
	Longitud del sépalo (mm)		
	Ancho del sépalo (mm)		
	Longitud del pétalo (mm)		
	Ancho del pétalo (mm)		
	Número de estambres		
	Longitud de filamento (mm)		
	Longitud de antera (mm)		
	Ancho de antera (mm)		
	Longitud del pistilo (mm)		
	Longitud del ovario (mm)		
	Longitud del estilo (mm)		
	Longitud del estigma (mm)		
	Longitud de lóbulo del pétalo (mm)		
	Ancho de lóbulo del pétalo (mm)		

	Pubescencia en los lóbulos del pétalo	Ausencia	
		Presencia	
	Sexualidad	Hermafrodita	
		Unisexual	
	Simetría	Actinomorfa	
		Zigomorfa	
Frutos	Longitud de fruto (cm)		
	Ancho del fruto (cm)		
	Dehiscencia	Ausencia	
		Presencia	
	Pubescencia en el fruto	Ausencia	
		Presencia	
Semillas	Semilla alada	Ausencia	
		Presencia	
	Longitud de semilla (mm)		
	Ancho de semilla (mm)		
	Longitud de cotiledón (mm)		
	Ancho de cotiledón (mm)		
Observaciones			

Colores de accesiones del árbol				
Morfología del individuo	**Estados vegetativos o reproductivos**	**Carácter**	**Color**	**Código(s) en tabla munsell**
Corteza	-	Externa		
		Interna fresca		
		Interna oxidada		
Ramitas terminales	-	Corteza		
Hojas	Nueva	Haz		
		Envés		
		Peciolo		
		Nervadura principal		
		Nervaduras secundarias		
	Maduras	Peciolo		
		Nervadura principal		
		Nervaduras secundarias		
		Haz		
		Envés		
	Defoliación	Peciolo		
		Nervadura principal		
		Nervaduras secundarias		
		Haz		
		Envés		
Estípulas	Nuevas	Haz		
		Envés		
		Venación		
	Maduras	Haz		
		Envés		
		Venación		
	Defoliación	Haz		
		Envés		
		Venación		
Flores	Flores maduras	Androceo- Filamentos		
		Androceo - Anteras		
		Gineceo - Estigma		
		Gineceo – Estilo		
		Gineceo – Ovario		
	Inicio de floración	Pedúnculo		
		Raquis		
		Pedicelos		
		Sépalos		
		Pétalos		
	Pico de floración	Pedúnculo		
		Raquis		
		Pedicelos		
		Sépalos		
		Pétalos		
		Lóbulos		
		Color de la pubescencia en los lóbulos		
Frutos	Inmaduros			
	Maduros			
	Dehiscentes			
Semillas	Verde			
	Madura			

Formato de descripción N° 02. Caracterización morfológica de brinzales

Fecha de evaluación:_____/_____/_____ **Lugar de evaluación: Provincia:**_____

N° de brinzal: _____ **Distrito:** _____

Sistema de coordenadas: _____ **Zona:** _____ **Este:** _____ **Norte:** _____ **Altitud:** _____

Evaluadores: _____

Morfología del individuo	Carácter / descriptor	Estados	Dato
Arquitectura	Diámetro a la altura del cuello de la raíz (mm)		
	Altura (cm)		
	Longitud del sistema radicular (cm)		
	Raíz	Pivotante	
		Fasciculada	
		Axonomorfa	
	Tallo	Recto	
		Tortuoso	
Corteza	Corteza	Lisa	
		Fisura	
		Agrietada	
	Lenticelas	Ausencia	
		Presencia	
	Distribución de lenticelas	Horizontal	
		Vertical	
		Homogéneamente	
Hojas	Peciolo	Ausencia	
		Presencia	
		Longitud (cm)	
	Estructura	Simple	
		Compuesta	
	Longitud de la hoja (cm)		
	Ancho de la hoja (cm)		
	Filotaxia	Decusada	
		Alterna helicoidal	
	Consistencia	Membranosa	
		Cartácea	
		Coriácea	
	Superficie del haz	Glabra	
		Glabrescente	
		Glauca	
	Superficie del envés	Glabra	
		Glabrescente	
		Glauca	
	Pubescencia	Cerdas	
		Uncinadas	
		Glandulares	
	Venación principal	Ausente	
		Prominente	
	Nervadura	Craspedódroma	
		Eucamptódroma	
		Pinnatinervia	

	Borde	Entero	
		Aserrado	
		Sinuoso	
	Forma	Elíptica	
		Lanceolada	
		Ovada	
	Ápice	Acuminado	
		Agudo	
		Mucronado	
	Base	Aguda	
		Obtusa	
		Atenuada	
Estípulas	Estípulas	Ausencia	
		Presencia	
	Forma	Ovada	
		Aovada	
	Posición	Intrapeciolada	
		Interpeciolada	
	Longitud (cm)		
	Ancho (cm)		
Observaciones			

Colores de accesiones de brinzales				
Morfología del individuo	**Estados vegetativos o reproductivos**	**Carácter**	**Color**	**Código(s) en tabla munsell**
Corteza	-	Externa		
Hojas	Nuevas	Haz		
		Envés		
		Peciolo		
		Nervadura principal		
		Nervaduras secundarias		
	Maduras	Haz		
		Envés		
		Peciolo		
		Nervadura principal		
		Nervaduras secundarias		
	Defoliación	Haz		
		Envés		
		Peciolo		
		Nervadura principal		
		Nervaduras secundarias		
Estípulas	Nuevas	Haz		
		Envés		
		Venación		
	Maduras	Haz		
		Envés		
		Venación		
	Defoliación	Haz		
		Envés		
		Venación		
Observaciones				

Mediciones de accesiones del brinzal (cm)							
N° de hojas	**Longitud de Hoja**	**Ancho de hoja**	**Longitud de peciolo**	**N° de hojas**	**Longitud de Hoja**	**Ancho de hoja**	**Longitud de peciolo**
1				11			
2				12			
3				13			
4				14			
5				15			
6				16			
7				17			
8				18			
9				19			
10				20			

Formato de descripción N° 03. Caracterización morfológica de plántulas

Fecha de evaluación:_____/_____/_____ **Lugar de evaluación: Provincia:**_____

N° de brinzal: _____ **Distrito:** _____

Vivero: _____

Sistema de coordenadas: _____ **Zona:** _____ **Este:** _____ **Norte:** _____ **Altitud:** _____

Fecha de almácigo: _____

Exposición solar: **Total ( )** **Parcial ( )** **Tinglado ( )**

Evaluadores: _____

_____

Morfología del individuo	Carácter / descriptor	Estados	Dato
Arquitectura	Diámetro a la altura del cuello de la raíz (mm)		
	Altura (cm)		
	Longitud del sistema radicular (cm)		
	Raíz	Pivotante	
		Fasciculada	
		Axonomorfa	
	Tallo	Recto	
		Tortuoso	
Corteza	Tipo de corteza	Lisa	
		Fisura	
		Agrietada	
	Lenticelas	Ausencia	
		Presencia	
	Distribución de lenticelas	Horizontal	
		Vertical	
		Homogéneamente	
Cotiledones	Germinación	Epigea	
		Hipogea	
	Forma	Circular	
		Ovado	
		Oblongo	
	Longitud (mm)		
	Ancho (mm)		
Hojas	Peciolo	Ausencia	
		Presencia	
		Longitud (cm)	
	Hojas	Simple	
		Compuesta	
	Long itud de la hoja (cm)		
	Ancho de la hoja (cm)		
	Filotaxia	Decusada	
		Alterna helicoidal	
	Consistencia	Membranosa	
		Cartácea	
		Coriácea	

Hojas	Superficie del haz	Glabra	
		Glabrescente	
		Glauca	
	Superficie del envés	Glabra	
		Glabrescente	
		Glauca	
	Pubescencia	Cerdas	
		Uncinadas	
		Glandulares	
	Venación principal	Ausente	
		Prominente	
	Nervadura	Craspedódroma	
		Eucamptódroma	
		Pinnatinervia	
	Borde	Entero	
		Aserrado	
		Sinuoso	
	Forma	Elíptica	
		Lanceolada	
		Ovada	
	Ápice	Acuminado	
		Agudo	
		Mucronado	
	Base	Aguda	
		Obtusa	
		Atenuada	
Estípulas	Estípulas	Ausencia	
		Presencia	
	Forma	Ovada	
		Aovada	
	Posición	Intrapeciolada	
		Interpeciolada	
	Longitud (cm)		
	Ancho (cm)		
Observaciones			

Colores de accesiones de plántulas				
Morfología del individuo	**Estados vegetativos o reproductivos**	**Carácter**	**Color**	**Código(s) en tabla munsell**
Corteza	-	Externa		
Cotiledones	-	-		
Hojas	Nuevas	Haz		
		Envés		
		Peciolo		
		Nervadura principal		
		Nervaduras secundarias		
	Maduras	Haz		
		Envés		
		Peciolo		
		Nervadura principal		
		Nervaduras secundarias		
	Defoliación	Haz		
		Envés		
		Peciolo		
		Nervadura principal		
		Nervaduras secundarias		
Estípulas	Nuevas	Haz		
		Envés		
		Venación		
	Maduras	Haz		
		Envés		
		Venación		
	Defoliación	Haz		
		Envés		
		Venación		
Observaciones				

Mediciones de accesiones de la plántula (cm)							
N° de hojas	**Longitud de hoja**	**Ancho de hoja**	**Longitud de peciolo**	**N° de hojas**	**Longitud de hoja**	**Ancho de hoja**	**Longitud de peciolo**
1				6			
2				7			
3				8			
4				9			
5				10			

3.3.2. CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA

3.3.2.1. ÁRBOLES

De acuerdo a los lugares inspeccionados en campo se seleccionaron los individuos de Quina para realizar su caracterización morfológica, siendo en su mayoría árboles maduros, los mismos que su ubicación se muestran en la Figura 37.

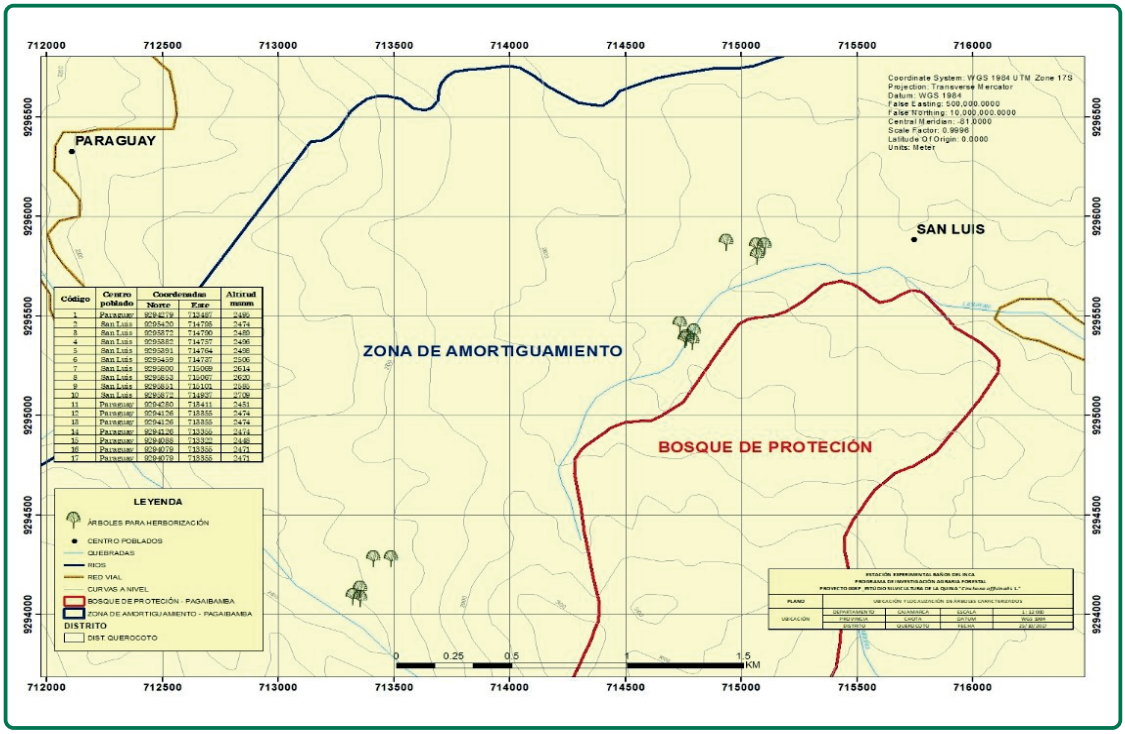


Figura 37: Plano de ubicación y localización de árboles caracterizados en la Zona de Amortiguamiento del Bosque de Protección de Pagaibamba

Después de realizar la caracterización a los árboles de Quina se obtuvo la siguiente caracterización morfológica.

Arquitectura, los individuos maduros alcanzan de 11.4 a 15.7 m de altura total y de 6.3 a 9.3 m de altura comercial; fuste cilíndrico, de 28.6 a 60.8 cm de DAP; con autopoda y ramificación simpodial al segundo tercio; copa globosa y densa (Foto 101).

Corteza externa de color gris, marrón plomizo o marrón, agrietada, sin presencia de lenticelas (Foto 102 y Tabla 43).

Corteza interna de color crema, de 1.8 a 3.0 cm de espesor; que se oxida rápido en aproximadamente tres minutos a un color marrón con tonalidades rojizas y oscuras (Foto 103 - 104 y Tabla 43).



Foto 101: Individuo de Quina



Foto 102: Corteza externa de color gris agrietada



Foto 103: Corteza interna cremosa



Foto 104: Corteza interna, que en contacto con el aire se oxidada de color marrón

Tabla 43: Codificación de colores en la Tabla Munsell para corteza de árboles

Carácter morfológico / Estados vegetativos	Carácter	Color	Código(s)
Corteza	Externa	Gris	10R 7/2, 2.5Y 6/2, 5YR 6/2, 5Y 6/2, 5YR 5/2, 7.5YR 7/2
		Marrón plomizo	7.5YR 6/2
		Marrón	5YR 5/8
	Interna fresca	Crema	2.5Y 8/2, 2.5Y 8/4, 7.5 YR 8/2
	Interna oxidada	Marrón	5YR 4/6, 5YR 5/10, 5YR 5/8, 5YR 6/10, 5YR 6/8
		Marrón rojizo	10R 4/8
		Marrón oscuro	5 YR 4/6

Ramitas terminales de sección cilíndrica, glabras de color morado que cuando se lignifican son de color marrón, además presentan cicatrices foliares y anillos circulares (Foto 105 y Tabla 44).

Hojas simples, opuestas decusadas, elípticas a ovado-elípticas, con el ápice mucronado o acuminado, base obtusa, borde entero ligeramente sinuoso, venación pinnatinervia con la venación principal prominente y de 6 a 8 pares de nervios secundarios; las láminas son de consistencia coriácea, haz y envés glabros.











Foto 105: Ramita terminal, con cicatrices foliares y anillos
Foto 106: Hojas nuevas
Foto 107: Hojas maduras
Foto 108: Hojas próximas a desprenderse de la rama
Foto 109: Envés de hojas

- **Nuevas:** No lignificadas, llegan a medir de 6.2 a 9.5 cm de longitud y de 4.5 a 7.3 cm de ancho, con peciolo de 0.6 a 2.0 cm de longitud. El haz y envés empiezan tenido color verde plomizo y conforme madura presenta tonalidades más oscuras; las nervaduras como el peciolo inicialmente son cremas y posteriormente son verde plomizos (Foto 106 y Tabla 44).
- **Maduras:** Lignificadas, llegan a medir de 6.4 a 16.5 cm de longitud y de 6.4 a 10.9 cm de ancho, con peciolo de 1.0 a 3.8 cm de longitud. El haz empieza siendo verde oscuro y termina de color vino tinto; de igual forma, el envés que es más claro, se hace de tonalidades cercanas a las anteriores; la nervadura principal al igual que el peciolo cambian a colores vino tintos o rojizos y las otras nervaduras obtienen tonalidades verde plomizas (Foto 107 y Tabla 44).
- **Defoliadas:** Lignificadas, llegan a medir de 11.0 a 17.1 cm de longitud y de 6.8 a 12.8 cm de ancho, con peciolo de 2.0 a 4.2 cm de longitud; al final las hojas se desprenden de las ramas dejando una cicatriz foliar. El haz toma colores vino tintos, morados, púrpuras o rojizos; de igual forma, el envés que es más claro, se hace de tonalidades cercanas a las anteriores; y las nervaduras junto con el peciolo llegan a obtener un color rojizo (Foto 108 y Tabla 44).

Tabla 44: Codificación de colores en la Tabla Munsell para ramitas terminales y hojas de árboles

Órgano vegetativo / Estado de desarrollo	Carácter	Color	Código(s)
Ramitas terminales / -	Corteza	Morado	5R 3/6, 5R 3/4
		Marrón	5YR 4/2
Hojas / nuevas	Haz	Verde plomizo	5GY 5/6
		Verde oscuro	5GY 3/4, 5GY 4/4, 5GY 4/6
	Envés	Verde plomizo	2.5GY 6/6, 5GY 6/4, 5GY 6/6
		Verdes oscuro	5GY 5/4
	Peciolo, nervadura principal y secundarias	Crema	5Y 7/4
		Verde plomizo	2.5GY 6/6, 2.5GY 6/8, 5GY 6/8, 5GY 7/6, 5Y 7/4
Hojas / maduras	Haz	Verde oscuro	7.5GY 3/2, 7.5GY 3/4
		Vino tinto	5R 3/8
	Envés	Verde oscuro	5GY 4/6, 5GY 4/4
		Vino tinto	5R 3/8
	Peciolo y nervadura principal	Vino tinto	5R 3/10, 5R 3/6, 5R 3/8
		Rojizo	10R 3/6
	Nervaduras secundarias	Verde plomizo	2.5GY 7/8, 2.5GY 8/6
Hojas / defoliadas	Haz	Vino tinto	5R 3/10, 5R 3/4, 5R 3/6, 5R 3/7
		Morado	2.5R 4/8
		Púrpura	5R 4/8
		Rojizo	5R 4/10
	Envés	Vino tinto	5R 3/8
		Marrón	10R 4/4, 10R 5/4, 10R 5/6
		Morado	2.5R 4/8
		Purpura	5R 5/8
	Peciolo, nervadura principal y secundarias	Rojizo	5R 4/10

Estípulas en pares, interpecioladas, aovadas, con venación principal prominente.

- **Nuevas:** La formación de las estípulas se da en las partes apicales de las ramas superiores de la copa, estas estructuras protegen en un inicio a las hojas en desarrollo, estando no lignificadas y llegan a medir de 1.7 a 3.4 cm de largo y de 1.1 a 2.0 cm de ancho; siendo de color verde plomizo (Foto 110 y Tabla 45).
- **Maduras:** Lignificadas, llegan a medir de 2.0 a 3.7 cm de largo y de 1.2 a 2.0 cm de ancho; obteniendo tonalidades verdes oscuras, para después pasar a un color amarillento y rojizo (Foto 111 y Tabla 45).
- **Defoliadas**: Las estructuras ya lignificadas llegan a medir de 2.5 a 4.2 cm de largo y de 1.4 a 2.1 cm de ancho; obteniendo un color rojizo; y al final estas se desprenden de las ramas dejando una cicatriz en forma de anillo (Foto 112 y Tabla 45).







Foto 110: Estípula nueva
Foto 111: Estípula madura
Foto 112: Estípulas próximas a desprenderse de la rama

Tabla 45: Codificación de colores en la Tabla Munsell para estípulas de árboles

Órgano vegetativo / Estado de desarrollo	Carácter	Color	Código(s)
Estípulas / nuevas	Haz, envés, venación	Verde plomizo	2.5GY 6/6, 2.5GY 7/8, 5GY 5/6, 5GY 6/6, 5GY 6/8, 5GY 7/6, 5GY 7/8
Estípulas / maduras	Haz, envés, venación	Verdes oscuro	5GY 5/6, 5GY 6/6, 5GY 7/8
		Amarillento	2.5GY 8/8
		Rojizo	5R 4/10
Estípulas / defoliadas	Haz, envés, venación	Rojizo	5R 4/10

Inflorescencias en panículas terminales de 11.3 a 19.0 cm de longitud, con numerosas flores de 19 a 117 (Foto 113).

Flores hermafroditas, actinomorfas, epíginas, pediceladas (Foto 114).

- **Cáliz:** gamosépalo, persistente y regular con 5 lóbulos pequeños.
- **Corola:** gamopétala del tipo campanulada con 5 lóbulos reflexos triangulares con pubescencia en su cara externa.
- **Androceo:** conformado por 5 estambres inclusos, isostémonos, homodínamos de 3.9 a 12.2 mm de longitud, unidos en la base de la corola; filamentos de 2.4 a 10.4 mm de color crema; anteras con inserción medifija y dehiscencia longitudinal de 2.0 a 4.3 mm de longitud y de 0.4 a 1.2 mm de ancho de color crema (Fotos 115 – 117 y Tabla 46).
- **Gineceo**: ligeramente excluso, con un pistilo de 9.7 a 14.5 mm de longitud, estigma de 0.9 a

2.6 mm de longitud de color verde oscuro, estilo de 5.0 a 9.8 mm de longitud de color verde amarillento y ovario ínfero con placentación axial bicarpelar de 1.3 a 4.5 mm de longitud de color verde amarillento; presencia hipanto o cáliz persistente que da origen la fruto (Foto 118 y Tabla 46).



Foto 113: Inflorescencia, panícula terminal

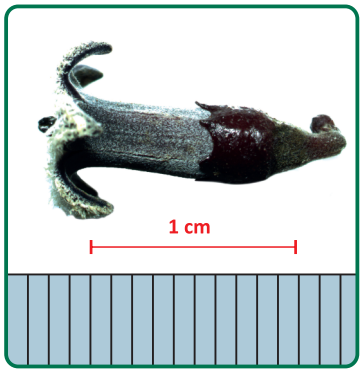


Foto 114: Flor gamopétala, con lóbulos



Foto 115: Androceos 5

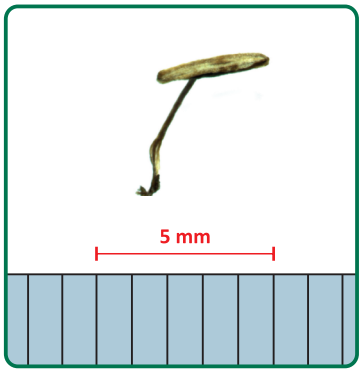


Foto 116: Estambre

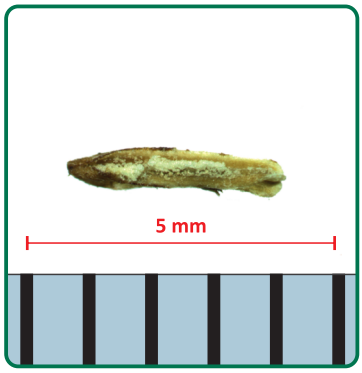


Foto 117: Antera con dehiscencia longitudinal

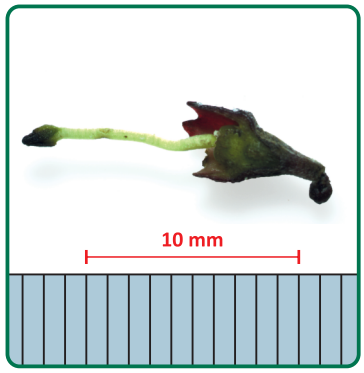


Foto 118 Gineceo, ovario ínfero

Tabla 46: Codificación de colores en la Tabla Munsell para flores de árboles

Órgano vegetativo / Estado de desarrollo	Carácter	Color	Código(s)
Flores / maduras	Androceo - filamentos	Crema	2.5Y 7/6
	Androceo - anteras	Crema	2.5Y 5/6
	Gineceo - estigma	Verde oscuro	7.5GY 3/2
	Gineceo - estilo y ovario	Verde amarillento	2.5GY 8/8

Inicio de floración, la formación de los órganos florales se da en las partes apicales de las ramas. En las flores, en un inicio los sépalos protegen a los pétalos en formación, teniendo un color verde plomizo al igual que el pedúnculo, raquis y pedicelos; conforme va madurando fisiológicamente este verde se hace más oscuro y hasta color vino tinto (Tabla 47). El cáliz llega a medir de 2.9 a 5.0 mm de longitud y de 2.5 a 4.5 mm de ancho, y sus lóbulos de 0.7 a 1.5 mm de longitud y de 1.4 a 2.3 mm de ancho (Foto 119 y 120).

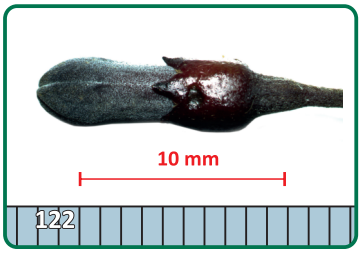
La corola poco a poco va desarrollándose, pero aún los lóbulos están soldados presentando un color púrpura en la base y morado en la parte superior; llegando a medir de 4.5 a 12.4 mm de longitud y de 2.6 a 5.0 mm de ancho, presentado un abultamiento en su parte terminal (Foto 122).

Toda la estructura floral mide de 0.9 a 1.5 cm de longitud y el pedicelo de 1.9 a 5.2 mm; esta etapa termina con la apertura de la corola y formación de los lóbulos.













Fotos 119 -122: Inicio de floración
Foto 123 y 124: Pico de floración

Tabla 47: Codificación de colores en la Tabla Munsell para inflorescencias y flores de árboles

Órgano vegetativo / Estado de desarrollo	Carácter	Color	Código(s)
Inflorescencia – flores / Inicio de floración	Pedúnculo, raquis, pedicelos y sépalos	Verde plomizo	5GY 5/8, 5GY 5/6
		Verde oscuro	5GY 5/4
		Vino tinto	5R 3/2, 5R 3/4
	Pétalos	Púrpura	5R 4/2
		Morado	2.5R 4/2
Inflorescencia – flores / Pico de floración	Pedúnculo, raquis, pedicelos y sépalos	Vino tinto	5R 3/2, 5R 3/4
		Púrpura	5R 4/2
		Blanquecino	5Y 8/2
	Pétalos	Lila	2.5R 5/2, 2.5R 5/4
		Morado	2.5R 4/2
		Purpura	5R 4/2
	Lóbulos	Vino tinto	5R 3/2
	Color de la pubescencia en los lóbulos del pétalo	Crema	5Y 8/4, 5Y 8/2

Pico de floración, esta etapa empieza con la apertura de la corola y desarrollo de sus lóbulos (Foto 123). El pedúnculo, raquis y pedicelos tienen color vino tinto o púrpura con pubescencia blanquecina (Foto 124 y Tabla 47).

El cáliz llega a medir de 3.0 a 8.7 mm de longitud y de 3.1 a 5.8 mm de ancho, y sus lóbulos de 0.8 a 2.3 mm de longitud y de 1.5 a 2.6 mm de ancho, siendo de color vino tinto (Tabla 47).

Los pétalos poco a poco van aperturándose y sus lóbulos van quedando en un sólo plano, al final de su desarrollo la corola gamopétala es de tipo campanulada y tiene de 6.8 a 12.8 mm de longitud y de 3.0 a 6.1 mm de ancho, siendo en la base color morado y/o lila y en su parte superior morado y/o púrpura. Lóbulos son de 3.1 a 5.6 mm de longitud y de 2.0 a 3.6 mm de ancho de color vino tinto, teniendo un diámetro radial entre los extremos de ellos de 7.8 a 12.8 mm, con pubescencia en su cara externa de color crema (Foto 124 y Tabla 47).

Toda la estructura floral llega a medir de 1.3 a 1.8 cm de longitud; el pedicelo de 4.3 a 5.5 mm; esta etapa termina con el desprendimiento de la corola (Foto 125).















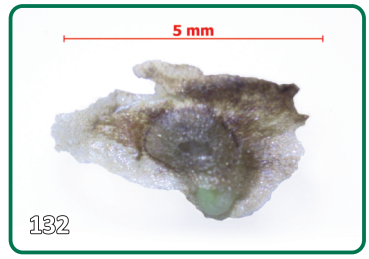


Foto 125: Inicio de fructificación
Foto 126: Frutos inmaduros ovoides
Foto 127 y 128: Frutos inmaduros elípticos
Foto 129: Frutos maduros con semillas viables
Foto 130 y 131: Frutos dehiscentes
Foto 132: Semillas

Tabla 48: Codificación de colores en la Tabla Munsell para frutos y semillas de árboles

Órgano vegetativo / Estado de desarrollo	Carácter	Color	Código(s)
Frutos / inmaduros	Exocarpo	Verde plomizo	2.5GY 5/4, 2.5GY 5/6
		Morado	10R 3/2
Frutos / maduros	Exocarpo	Vino tinto	5R 3/2, 5R 3/4
		Crema	7.5YR 7/6
Frutos / dehiscente	Exocarpo	Marrón	5YR 3/2
Semillas / -	Verde	Verde plomizo	2.5GY 7/4, 2.5GY 8/3, 2.5GY 8/4
	Madura	Marrón	5YR 6/8, 7.5YR 5/6

Frutos secos del tipo cápsula, de forma oblonga a ligeramente falcada o excepcionalmente ovoides de 0.4 a 3.5 de longitud y de 0.4 a 2.4 cm de ancho, bicarpelar con dehiscencia longitudinal, septicida, cáliz persistente, teniendo de 37 a 85 semillas.

- **Inmaduros:** Empieza con el desprendimiento de la corola quedando el cáliz (hipanto) y gineceo que posteriormente se desprende (Foto 125). Los frutos comienzan teniendo un color verde plomizo, pero conforme van desarrollándose obtienen un color morado. Toda la estructura del fruto llega a medir de 0.8 a 2.9 cm de longitud y de 0.3 a 0.7 cm de ancho, y el pedicelo de 0.5 a 1.0 cm de longitud (Fotos 128 -128 y Tabla 48).
- **Maduros**: Son de color vino tinto fuerte, toda la estructura llega a medir de 1.9 a 3.2 cm de longitud y de 0.8 a 0.7 cm de ancho, y el pedicelo de 0.5 a 1.1 cm de longitud. Terminado está fase cuando el exocarpo obtiene una apariencia verrucosa de color crema, indicando que los frutos han alcanzado la madurez fisiológica y sus semillas ya son viables (Foto 129 y Tabla 48).
- **Dehiscentes:** Esta etapa empieza con la apertura del fruto por la pérdida gradual de la humedad, siendo de color marrón, la estructura disminuye sus dimensiones llegan a medir de 1.6 a 2.7 cm de longitud y de 0.4 a 0.7 cm de ancho, y el pedicelo de 0.4 a 0.8 cm de longitud. Terminado cuando queda sólo la estructura sin presencia de semillas (Foto 130 -131 y Tabla 48).

Semillas planas, aladas, rodeadas en su contorno por una membrana; de 3.4 a 7.6 mm de longitud y de 1.3 a 3.0 mm de ancho con ala; y de 0.8 a 2.4 mm de longitud y de 0.5 a 1.7 mm de ancho sin ala, las semillas inmaduras tienen un color verde plomizo y las maduras son de color marrón (Foto 132 y Tabla 48).

Consideraciones para su reconocimiento

Los árboles de Quina son fácilmente reconocidos en campo por el fuste cilíndrico, la corteza marrón plomiza agrietada que cuando es raspada con un machete tiene inicialmente un color crema, oxidándose rápidamente a marrón rojizo; además por la copa globosa y densa, conformada por hojas simples, decusadas, elípticas de color verde y rojo, y las inflorescencias del tipo panícula terminal. Otras características fundamentales para reconocerla es la presencia de estípulas, y el fruto capsular, elíptico y dehiscente.

En el bosque pueden existir individuos que presentan un fuste tortuoso e individuación de copa, teniendo cada unidad forma globosa. Además, es difícil observar todas las características morfológicas mencionadas por la altura de los árboles, pero pueden ser reconocidos principalmente por la corteza y la presencia de hojas y estípulas rojizas caídas en los alrededores de ellos.

3.3.2.2. BRINZALES

Los brinzales presentan un sistema radicular axomorfo, que es de igual tamaño que el tallo; el diámetro a la altura del cuello de la raíz es de 6 a 8 mm. El tallo en sus primeros centímetros es tortuoso y seguidamente es recto, con cicatrices foliares, yemas laterales y anillos circulares; las hojas están distribuidas en el tercio superior, de 4 a 6 pares (Foto 133).

Corteza externa de color vino tinto con pubescencia blanquecina; y que conforme va lignificándose desde la base toma un color marrón plomizo, perdiéndose la pubescencia y apareciendo pequeñas estrías (Foto 134 – 135 y Tabla 49).







Foto 133: Brinzal de Quina, raíz y tallo en igual proporción
Foto 134: Corteza externa con pubescencia blanquecina, yemas latentes y anillo circular
Foto 135: Corteza externa lignificada

Tabla 49. Codificación de colores en la Tabla Munsell para corteza de brinzales

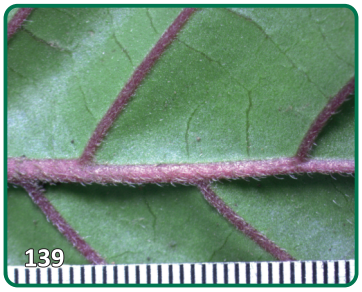
Órgano vegetativo / Estado de desarrollo	Carácter	Color	Código(s)
Corteza	Externa	Vino tinto	5R 3/2, 5R 3/4, 5R 4/4
		Blanquecina	5Y 8/4
		Marrón plomizo	7.5YR 6/2, 7.5YR 6/6

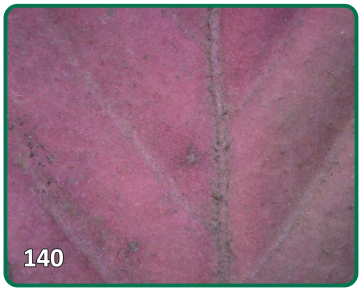
Hojas simples, decusadas, con peciolos glabrescentes de 0.4 a 1.9 cm de longitud; las láminas son elípticas de 1.5 a 9.2 cm de longitud y de 0.6 a 5.0 cm de ancho, con el ápice acuminado, base obtusa o aguda, borde entero ligeramente sinuoso, venación pinnatinervia con la vena principal prominente y de 5 a 6 pares de nervios secundarios; las láminas son de consistencia coriácea, donde su haz y envés es glabrescente con pubescencia del tipo cerdas.











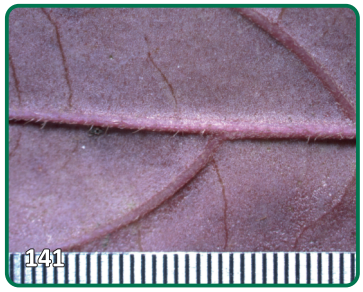


Foto 136 y137: Haz y envés pubescente de hoja nueva
Foto 138: Haz glabrescente de hoja madura
Foto 139: Pubescencia en las nervaduras del envés de hoja madura
Foto 140 y 141: Poca o nula pubescencia en el haz y envés de hojas defoliadas
Foto 142: Hoja nueva, madura y defoliada
Foto 143: Rebrotes

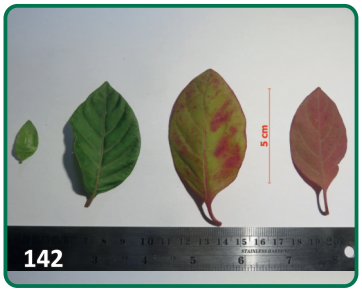




Tabla 50: Codificación de colores en la Tabla Munsell para hojas de brinzales

Órgano vegetativo / Estado de desarrollo	Carácter	Color	Código(s)
Hojas / Nuevas	Haz	Verde plomizo	5GY 5/6, 5GY 5/8
		Verde oscuro	5GY 4/8
	Envés	Verde plomizo	5GY 5/6, 5GY 6/6
	Peciolo y nervaduras	Crema	5Y 7/4
		Verde plomizo	5GY 7/4, 5GY 7/8, 5GY 6/4
Hojas / Maduras	Haz	Verde oscuro	5GY 3/4, 5GY 4/4, 5GY 5/4, 7.5GY 4/4, 7.5GY 4/6
		Púrpura	5R 4/6
	Envés	Verde oscuro	5GY 4/4, 7.5GY 4/6
		Púrpura	5R 4/2
	Peciolo y nervaduras	Púrpura	5R 4/6, 5R 4/8, 5R 5/6, 5R 5/8, 5R 4/6
		Vino tinto	5R 3/6, 5R3/8
		Morado	2.5R 4/6
Hojas / Defoliadas	Haz	Vino tinto	5R 3/2, 5R 3/4, 5R 3/6, 5R 3/8
		Púrpura	5R 4/8, 5R 5/4
	Envés	Púrpura	5R 4/2, 5R 4/4, 5R 5/6
	Peciolo y nervaduras	Púrpura	5R 4/4, 5R 4/6, 5R 4/8
		Vino tinto	5R 3/6

- **Nuevas:** No lignificadas y junto con el peciolo presentan gran cantidad de pubescencia. El haz empieza siendo verde plomizo y conforme madura presenta una tonalidad verde oscura; el envés que es más claro, es de color verde plomizo; y las nervaduras como el peciolo inicialmente son cremas, para posteriormente ser verde plomizos (Foto 136 – 137 y Tabla 50).
- **Maduras**: Lignificadas y junto con el peciolo presentan pubescencia glabrescente con mayor cantidad en el envés y nervaduras. El haz empieza siendo verde oscuro y termina tornándose color púrpura; de igual forma, el envés que es más claro, se hace de tonalidades cercanas a las anteriores; y las nervaduras al igual que el peciolo cambian a colores púrpuras, vino tintos y morados (Foto 138 - 139 y Tabla 50).
- **Defoliadas:** Lignificadas y junto con el peciolo van perdiendo la pubescencia; al término de la madurez fisiológica las hojas caen dejando cicatrices foliares y yemas latentes con una alta capacidad de rebrote. El haz, envés, peciolo y nervaduras obtienen colores vino tintos y púrpuras (Foto 140 – 141 y Tabla 50).

Estípulas en pares**,** interpecioladas, aovadas, de 8.1 a 18.1 mm de longitud y de 3.5 a 5.7 mm de ancho, con pubescencia de tipo cerdas en el envés.

- **Nuevas:** La formación de estípulas se da en la parte apical del brinzal, estas estructuras protegen en un inicio a las hojas en desarrollo, estando no lignificadas y son de color verde plomizo claro (Foto 144 y Tabla 51).
- **Maduras:** Lignificadas, inicialmente tienen tonalidades verdes oscuras para después ser de color vino tinto (Foto 145 y Tabla 51).
- **Defoliadas:** Las estructuras ya lignificadas obtienen color vino tinto y al final estas se desprenden del tallo dejando una cicatriz en forma de anillo (Foto 146 y Tabla 51).







Foto 144: Estípulas nuevas
Foto 145: Estípulas maduras
Foto 146: Estípulas próximas a desprenderse del tallo

Tabla 51: Codificación de colores en la Tabla Munsell para estípulas de brinzal de Quina

Órgano vegetativo / Estado de desarrollo	Carácter	Color	Código(s)
Estípulas / nuevas	Haz, envés, venación	Verde plomizo	5GY 7/6, 5GY 6/8, 2.5GY 6/8, 5GY 7/8
Estípulas /madura	Haz, envés, venación	Verde oscuro	2.5GY 6/4, 2.5GY 6/6, 5GY 6/4, 5GY 6/6, 5GY 6/8, 5GY 7/8
		Vino tinto	5R 3/2
Estípulas /defoliación	Haz, envés, venación	Vino tinto	5R 3/2, 5R 3/4, 5R 3/6, 5R 3/8, 5R 4/6

Consideraciones para su reconocimiento

Los brinzales de Quina son fácilmente reconocidos por presentar en el tallo cicatrices foliares, yemas laterales y su corteza en las partes tiernas es color vino tinto; además por sus hojas simples, decusadas, pecioladas y por la presencia de estípulas. Pero hay que considerar que los brinzales desarrollados en el sotobosque, presentan hojas más grandes de consistencia membranosa y con más pubescencia; en cambio los brinzales expuestos a radiación solar presentan hojas pequeñas coriáceas con poca a nula pubescencia y venación marcada (Fotos 147 – 149).


147

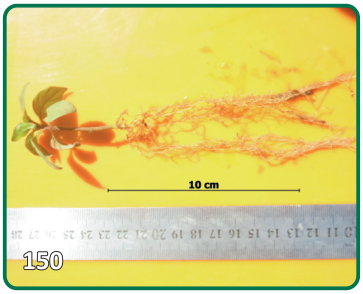

148

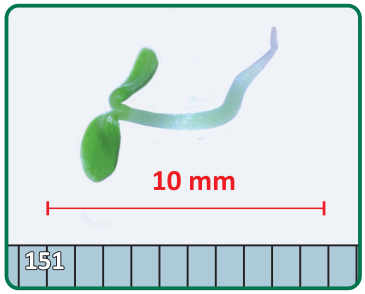

149

Foto 147: Brinzales expuestos a radiación solar
Foto 148: Brinzales en sotobosque
Foto 149: Brinzales desarrollados bajo exposixión solar y tinglado

3.3.2.3. PLÁNTULAS

Las plántulas presentan un sistema radicular axomorfo, que es el doble del tamaño del tallo (Foto 150); el diámetro a la altura del cuello de la raíz es de 1.5 a 3.0 mm. El tallo es recto, con cicatrices foliares, yemas laterales y anillos circulares; las hojas están distribuidas en el tercio superior, de 3 a 4 pares de hojas; además, las plántulas presentan germinación epigea, siendo los cotiledones circulares de color verde oscuro de 3.3 a 4.7 mm de diámetro (Foto 151-152 y Tabla 52).





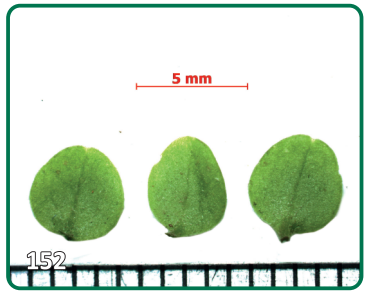


Foto 150:. Plántula de Quina, sistema radicular axomorfo
Foto 151: Germinación epigea
Foto 152: Envés de cotiledones
Foto 153: Corteza externa con pubescencia blanquecina, yemas latentes y anillo circular
Foto 154: Tallo lignificado con rebrotes





Tabla 52: Codificación de colores en la Tabla Munsell para corteza y cotiledones de plántulas.

Órgano vegetativo / Estado de desarrollo	Carácter	Color	Código(s)
Corteza	Externa	Verde oscuro	5G 5/4, 5GY 5/4
		Púrpura	5R 4/4, 5R 4/4
		Blanquecina	5Y 8/4
		Marrón plomizo	5Y 5/2, 5Y 5/4
Cotiledones	-	Verde oscuro	5GY 5/4

Corteza externa de color verde oscuro con pubescencia blanquecina en la parte apical, seguido de color púrpura; y conforme va lignificándose desde la base toma un color marrón plomizo, va perdiéndose la pubescencia y apareciendo pequeñas estrías (Foto 153-154 y Tabla 52).

Hojas simples, decusadas, con peciolos glabrescentes de 0.3 a 1.2 cm de longitud; láminas elípticas u ovadas de 1.1 a 5.9 cm de longitud y de 0.6 a 3.1 cm de ancho, con el ápice acuminado o mucronado, base obtusa o aguda, borde entero ligeramente sinuoso, venación pinnatinervia con la vena principal prominente y de 5 a 6 pares de nervios secundarios; las láminas son de consistencia coriácea, donde su haz y envés es glabrescente con pubescencia del tipo cerdas.









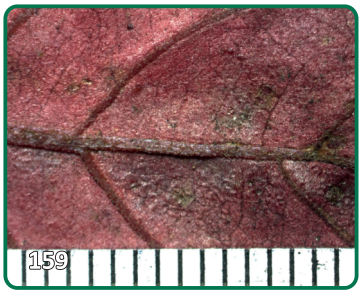




Foto 155 y 156: Haz y envés pubescente de hoja nueva
Foto 157: Haz glabrescente de hoja madura
Foto 158: Pubescencia en las nervaduras del envés de hoja madura
Foto 159: Poca o nula pubescencia en el envés de hojas defoliadas
Foto 160: Hoja nueva, madura y defoliada

Tabla 53: Codificación de colores en la Tabla Munsell para plántulas

Órgano vegetativo / Estado de desarrollo	Carácter	Color	Código(s)
Hojas / nuevas	Haz	Verde plomizo	5GY 6/6, 5GY 5/6, 5GY 7/8
		Verde oscuro	5GY 4/4
	Envés, peciolo y nervadura	Cenizo	7.5GY 6/2, 7.5GY 6/6
		Verde plomizos	7.5GY 5/4, 5GY 6/4, 5GY 6/6, 5GY 7/8
Hojas / maduras	Haz	Verde oscuro	5GY 3/4, 7.5GY 3/4, 7.5GY 4/2, 7.5GY 4/3, 7.5GY 4/4
		Morado	2.5R 4/6
	Envés	Verde oscuro	7.5GY 6/2, 7.5GY 6/4
		Lila	2.5R 5/6
	Peciolo y nervaduras	Púrpura	5R 6/6
Hojas / defoliadas	Haz	Vino tinto	5R 3/6
		Púrpura	5R 4/4
		Morado	2.5R 5/8
	Envés	Rojizo	5R 4/10
		Lila	2.5R 5/6
	Peciolo y nervaduras	Morado	2.5R 4/6, 2.5R 5/8

- **Nuevas:** No lignificadas y junto con el peciolo presentan gran cantidad de pubescencia. El haz empieza siendo verde plomizo y conforme madura presenta una tonalidad verde oscura; el envés, las nervaduras y el peciolo inicialmente son de color cenizo para posteriormente ser verde plomizos (Foto 155 y156 y Tabla 53).

- **Maduras:** Lignificadas y junto con el peciolo presentan pubescencia glabrescente con mayor cantidad en el envés y nervaduras. El haz empieza siendo verde oscuro y termina teniendo color morado; de igual forma el envés que es más claro, presenta tonalidades verdes oscuras y llega a ser lila; y las nervaduras al igual que el peciolo cambian a un color púrpura (Foto 157 - 158 y Tabla 53).

- **Defoliación:** Lignificadas y junto con el peciolo van perdiendo la pubescencia; al término de la madurez fisiológica las hojas caen dejando cicatrices foliares y yemas latentes con una alta capacidad de rebrote. El haz, envés, peciolo y nervaduras obtienen colores vino tintos, púrpuras, morados, rojizos y lilas (Foto 159 y Tabla 53).

Estípulas en pares**,** interpecioladas, aovadas, de 5.8 a 8.6 mm de longitud y de 3.2 a 5.3 mm de ancho, con pubescencia del tipo cerdas en el envés.

- **Nuevas:** La formación de estípulas se da en la parte apical de la plántula, estas estructuras protegen en un inicio a las hojas en desarrollo, estando no lignificadas y son de colores verde plomizos claros (Foto 161 y Tabla 54).

- **Maduras**: Lignificadas, inicialmente tienen tonalidades verdes oscuras, para después ser de color vino tinto (Foto 162 y Tabla 54).

- **Defoliación**: Las estructuras ya lignificadas obtienen un color vino tinto y al final estas se desprenden del tallo dejando una cicatriz en forma de anillo (Foto 163 y Tabla 54).







Foto 161: Estípulas nuevas
Foto 162: Estípula madura
Foto 163: Estípulas próximas a desprenderse del tallo

Tabla 54: Codificación de colores en la Tabla Munsell para estípulas de plántulas

Órgano vegetativo / Estado de desarrollo	Carácter	Color	Código(s)
Estípulas / nuevas	Haz, envés, venación	Plomizo claro	2.5GY 6/8, 5GY 6/4, 5GY 6/8, 5GY 7/6, 5GY 7/8, 7.5GY 6/4
Estípulas /madura	Haz, envés, venación	Verde oscuro	7.5GY 7/6, 7.5GY 6/6
		Vino tinto	2.5R 4/8
Estípulas /defoliación	Haz, envés, venación	Vino tinto	2.5R 4/8

Consideraciones para su reconocimiento

Al igual que los brinzales, las plántulas de Quina son fácilmente reconocidos por presentar en el tallo cicatrices foliares; su corteza color verde oscuro en la parte apical, seguido de color púrpura y conforme va lignificándose toma un color marrón plomizo; además por sus hojas simples, decusadas, pecioladas y por la presencia de estípulas. De igual forma las plántulas desarrolladas bajo sombra, tinglado, presentan hojas más grandes de consistencia membranosa y con más pubescencia, en cambio las expuestas a radiación solar presentan hojas pequeñas coriáceas con poca a nula pubescencia y venación marcada (Foto 164 y 165).




Foto 164 y 165: Izquierda plántula expuesta a radiación solar y derecha con tinglado.

3.3.3. CLAVE DICOTÓMICA

Existen muchas especies del género *Cinchona*, en la Tabla 55 se mencionan algunas características morfológicas que ayudan a diferenciarlas.

Tabla 55: Clave dicotómica para algunas especies del género *Cinchona*

1. Presencia de gran cantidad de pubescencia en el haz y envés, así con en las estípulas, peciolos y ramitas terminales. El tamaño de los folios es de aproximadamente 30.8 cm de largo y 21.1 cm de ancho.....*C. pubescens* Vahl.	 **Foto 166:** Hojas grandes  **Foto 7167:** Pubescencia en envés
1´.Poca a nula pubescencia en el envés, así con en las estípulas, peciolo y ramita terminal.	
2. Hojas de color verdecenizo .....*C. micrantha* Ruiz & Pav.	 **Foto 168:** Hojas cenizas
2´. Hojas de color verde.	

3. Hojas ovadas de tamaño mediano con venaciones marcadas en el haz y envés.... *C. scrobiculata Bonp*l.



Foto 169: Envés con venas prominentes



Foto 170: Haz con venas prominentes

3´. Hojas ovadas o elípticas con la venación principal prominente.

4. Hojas ovadas o elípticas con inflorescencia alargada .....*C. officinalis* L.



Foto 171: Hojas ovadas

4´. Hojas elípticas con inflorescencia compacta.....*C. calisaya* Wedd.



Foto 172: Hojas elípticas

3.3.4 HERBORIZACIÓN

Se ha elaborado 5 herbarios, considerando los estados vegetativos de la especie como brinzales, plántulas y árboles, de estos último se herborizó ramitas terminales que presentaban los diferentes estados reproductivos de la Quina; cada herbario está conformado por 26 muestras escaladas y el formato de las etiquetas elaboradas es el siguiente.

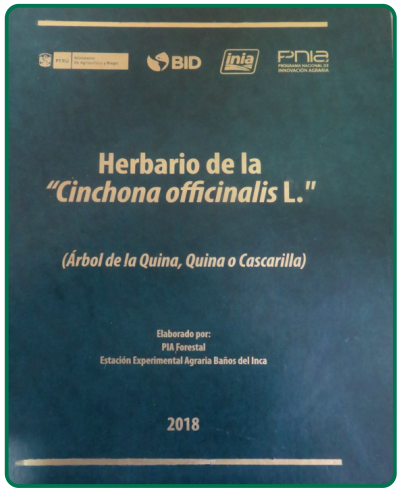
INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGRARIA
E.E.A. BAÑOS DEL INCA
PNIA - PROYECTO_008

Cinchona officinalis L. RUBIACEAE
Dpto. Cajamarca, Prov. Chota, Dist. Querocoto, C.P. San Luis
Zona de vida: bosque húmedo – Montano Bajo Tropical (bh-MBT)
Colecta: 4
Árbol referencial: 6
WGS 1984 UTM Zona 17S E: 714737 N: 9295459
Altitud: 2506 msnm Fecha: 30/05/2017
Etapa fenológica de fructificación – fenofase verde
Árbol de 19 m, fuste cilíndrico con 1.45 m de CAP, copa globosa, perenne. Corteza fisurada de color 5YR 8/2 Hojas: simples, elípticas, decusadas, pecioladas, con borde entero, de color 5GY 4/4, estipula de color 5GY 5/6. Inflorescencia: Terminal, panícula. Flor: Hermafrodita de color morado (5RP 7/4). Frutos dehiscentes de color rojizo (5R 3/2).

Marcelo Bazán, FE. **0010** & Humán Llanos, C.

Figura 38: Modelo de etiqueta del herbario

Cuatro de estos herbarios elaborados fueron donados a diferentes instituciones ligadas al sector forestal en la región Cajamarca como Universidades que cuenten con carreras relacionadas a las Ciencias Agrarias y uno estará disponible en las instalaciones del PIA Forestal de la E.E.A Baños del Inca; se cuenta además con una versión en formato digital de los herbarios, esto con la finalidad de ayudar a difundir esta especie de gran importancia para nuestro país y servir como base en futuras investigaciones.



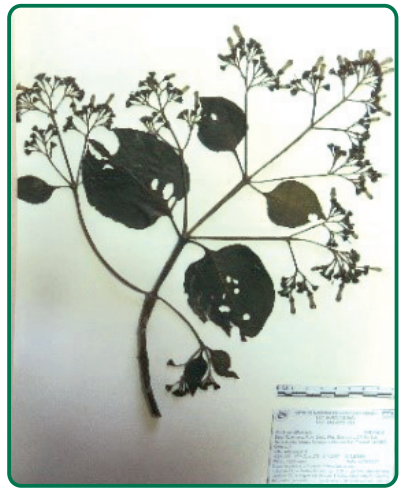


Foto 173 y 174: Herbario de la Quina y muestra



Calidad de sitio de la *Cinchona officinalis* L.

CAPÍTULO IV

4.1. MARCO TEÓRICO

- **Calidad de Sitio:** El sitio es un lugar definido sobre la superficie de la tierra, sobre el cual influyen diferentes factores bióticos como vegetación y actividades antropogénicas; y abióticos como suelo, clima, topografía, material parental (De las Salas 1974, Vásquez y Ugalde 1995). En dasometría el interés central de este concepto está en la caracterización del potencial de crecimiento de los árboles que se asocia a una localidad o área determinada y a los factores ambientales (climáticos, edáficos, topográficos y bióticos). Su conocimiento resulta fundamental en la ingeniería forestal en la elección de los mejores sitios para plantar una especie (Prodan *et al.* 1997).

  La calidad de sitio o capacidad productiva es el resultado de la integración de los factores edáfoclimaticos y biológicos de un determinado sitio que afectan el desarrollo de los árboles, definida según Prodan *et al.* (1997), como la capacidad de un área determinada para el crecimiento de los árboles; o según Campos y Leite (2013), como el potencial para la producción de madera u otro producto para determinada especie en un sitio determinado. En cuanto el sitio puede considerarse constante sin tener en cuenta la especie, la calidad sitio está en función a una o más especies que pueden ser consideradas para el manejo (Clutter *et al*. 1983).

  La productividad forestal varia considerablemente en función de la calidad de sitio, por tal razón es muy importante conocer y evaluar las variables que más influyen en la calidad de sitio para una determinada especie, identificando los terrenos que sean más apropiados para su crecimiento; siendo una valiosa herramienta de planifición de trabajos silvicolas, la toma de desiciones en programas de ordenación forestal y de reforestación (Castaños 1962, Diéguez *et al.* 2009).

  Los métodos de estudio y evaluación de sitio se han desarrollado y existen en gran cantidad en las regiones templadas, pero en los trópicos la cantidad de información disponible de este tema es modesta dada la reciente actividad y la escasez de recursos que se dedican a la investigación; siendo pocos los países pioneros como es el caso de Brasil y Chile que poseen estudios para sus plantaciones de eucalipto y pino (De las Salas 1974, Del Valle 1993). Los métodos para determinar la calidad de sitio pueden ser clasificados en directos e indirectos; en los primeros la calidad es estimada en función de datos históricos de rendimiento en volumen y crecimiento en altura dominante (índice de sitio), siendo utilizados para clasificar sitios con presencia de árboles; cuando se desean clasificar sitios donde aún no hay árboles, se utilizan los métodos indirectos, los cuales utilizan relaciones entre las especies y factores edáficos, topográficos y climáticos (Carmean 1975, Clutter *et al.* 1983).

- **Índice de Sitio (IS):** El índice de sitio (IS) se define como la altura dominante promedio que pueden alcanzar los árboles de cierta especie a una edad determinada, la cual se toma como

edad base (Vásquez y Ugalde 1995). El principal criterio para determinar la edad base es que sea una edad cercana al turno, o también que diferencie categorías de productividad (Ramírez citado por Pariona y Gonzales 2017).

La elección de la Altura dominante (Hd) sobre el volumen, el área basal, el diámetro medio y aún la biomasa, estriba en el importante hallazgo de que la altura promedio de los árboles más altos es casi independiente de la densidad, sólo dependiendo de los factores del sitio (Sjolte-Jorgensen 1967). La definición más aceptada de Hd, es del promedio de las alturas de los 100 árboles dominantes en una hectárea de plantación (Husch 1963), pero en el estudio realizado por Valdés *et al.* (1994) en un bosque natural usó como Hd, la altura de los árboles más vigorosos (dominantes y codominantes) que había en cada parcela, cuando no habían este tipo de árboles seleccionó otros comprendidos en esta área, y en el caso de no existir individuos utilizó los que estaban afuera de la parcela pero dentro del tipo de sitio; además obtuvo los datos dasométricos y la edad mediante la forma destructiva en un mínimo de dos individuos por unidad. Finalmente, Campos y Leite (2013) mencionan que los árboles usados para determinar la calidad de sitio deben estar libres de competición, de daños y enfermedades, con arquitectura bien definida y su copa estar en el dosel superior.

Los datos de Hd y edad para determinar la calidad de sitio, pueden ser obtenidos a partir de parcelas temporales, una red de parcelas permanentes y análisis de fuste (dendrocronología). Los datos obtenidos por dendrocronología son eficientes para el propósito de clasificación y se igualan a los de parcelas permanentes, pudiendo ser colectados en menor tiempo, pero no siempre pueden ser obtenidos en latifoliadas por la dificultad de identificar los anillos de crecimiento en algunas especies (Campos y Leite 2013).

Los índices de sitio pueden ser estratificados en “clases de sitio”, para facilitar su manejo posterior. Estas clases no deben ser muchas, pues debido a la gran cantidad de unidades que saldrían dificultaría su uso; recomendándose por lo general tres clases que son Alta, Media y Baja (Vásquez y Ugalde 1995). Las clases de sitio pueden obtenerse mediante un Análisis de Varianza (ANOVA) de las alturas dominantes entre parcelas usando el test de Duncan o Scheffe; este método es práctico de fácil aplicación y con precisión de resultados (Crisólogo 2011 y Huaripata 2013). Por otro lado, las clases también pueden ser determinadas y expresadas por un conjunto de curvas o tablas, que son obtenidas mediante métodos y ecuaciones de regresión; el método más conocido es el de la curva guía y las ecuaciones que derivan de relaciones funcionales entre la variable dependiente Hd y la independiente edad (E); si se usa el método de la curva guía y el modelo de Schumacher, que es muy utilizado por generar curva anamórficas, se relacionarían cuatro variables mediante un parámetro constante (β_0) en una sola ecuación como se muestra a continuación (Campos y Leite 2013; Clutter *et al.* 1983).

$$Ln(Hd) = \beta_0 + \beta_1\left(\frac{1}{E}\right) + \varepsilon..... \ (1)$$

$$Ln(S) = \beta_0 + \beta_1\left(\frac{1}{E_i}\right) + \varepsilon.... \ (2)$$

Despejando β_0 de (1)

$$\beta_0 = Ln(Hd) - \beta_1\left(\frac{1}{E}\right) + \varepsilon$$

Reemplazando β_0 en (2)

$$Ln(S) = Ln(Hd) - \beta_1\left(\frac{1}{E}\right) + \beta_1\left(\frac{1}{E_i}\right) + \varepsilon$$

Se obtiene las siguientes ecuaciones:

$$Ln(S) = Ln(Hd) - \beta_1\left[\left(\frac{1}{E}\right) - \left(\frac{1}{E}\right)\right] + \varepsilon$$
$$\qquad\qquad\qquad\qquad\qquad\qquad\qquad\qquad\qquad\qquad\quad i$$

$$Ln(Hd) = Ln(S) + \beta_1\left[\left(\frac{1}{E}\right) - \left(\frac{1}{E_i}\right)\right] + \varepsilon$$

Donde:
$Hd = Altura\ dominante\ (m)$
$E = Edad\ de\ los\ árboles\ dominantes\ (años)$
$E_i = Edad\ indice$
$S = Índice\ de\ sitio$

Prodan *et al*. (1997) indica que pueden existir dos tipos de curvas, anamórficas o polimórficas, las primeras se construyen suponiendo que la relación altura-edad para los diferentes sitios tienen una tendencia constante, lo que se expresa también en una proporcionalidad constante; y las polimórficas por su parte, parten de que no existe tal proporcionalidad y que la forma de las curvas depende de las particulares relaciones altura-edad observada en las diferentes clases de sitio, Figura 39 y 40.

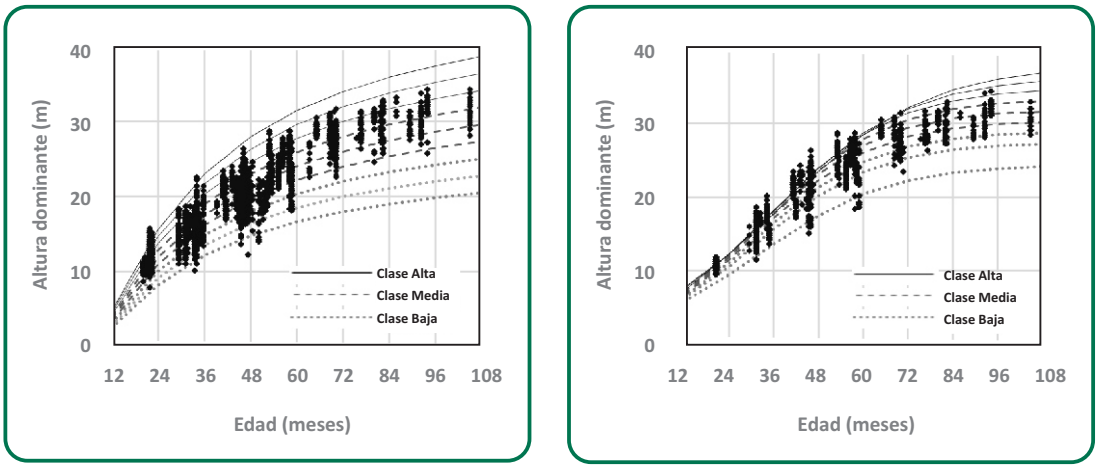


Figura 39 y 40: Izquierda curvas anamórficas y derecha polimórficas
Fuente: Baselly *et al*. (2016)

El problema con el índice de sitio es que requiere la existencia de los árboles y, por lo tanto, poco sirve para predecir el comportamiento de una especie en un sitio donde no estén presentes estos, debido a que no expresa la relación entre los factores medio ambientales y la respuesta de la especie. Tampoco permite mejorar la productividad de un sitio mediante la determinación de los factores que limitan el desarrollo de los árboles antes o simultáneamente con ellos (Del Valle 1993).

- **Regresión del Índice de Sitio (IS) con Factores Edafoclimáticos:** Cuando se conoce el índice de sitio y se logra determinar su relación con características climáticas, fisiográficas y edáficas, se pueden utilizar métodos indirectos para clasificar los sitios. La ventaja de este método es que, conociendo las variables que están más relacionadas con el IS, es posible estimar con cierto grado de seguridad, la calidad de sitio donde se desea plantar. Sin embargo, en el trópico debido a la complejidad de los ecosistemas, incluyendo la variación de suelo en micro-sitios, este tipo de relación es difícil de determinar (Vásquez y Ugalde 1995).

  Para obtener estas regresiones primero se hace un análisis de suelo de las clases de sitio (baja, media y alta) para lo cual existen dos métodos de muestreo. El primero de ellos toma las muestras de suelo a una profundidad determinada, que en promedio es de 30 a 35 cm; mientras que en el otro se fija la profundidad según el desarrollo de los horizontes del suelo. Estos métodos se han basado principalmente en la distribución de las raíces absorbentes en el suelo, es decir, se considera como buena profundidad de muestreo aquella en la cual se concentra el mayor volumen de raíces activas en la absorción de nutrientes y agua (Herrera y Alvarado 1998). Los factores climáticos también pueden ser usados para determinar calidades de sitio en áreas con grandes extensiones donde existe variación de estos como en el estudio realizado por Vásquez y Ugalde (1995); en área pequeñas no es posible encontrar diferencias climáticas, por lo cual este factor es no considerado para el análisis estadístico (Crisólogo 2011).

  Obtenidas las variables independientes (factores edafoclimáticos) y la dependiente (altura dominante a la edad índice) se realiza un análisis de regresión y correlación múltiple para determinar la influencia y la correlación entre todas las variables; determinándose los factores que influyen directamente en el crecimiento de la especie (Villena 2009). Las principales variables pueden ser expresadas en un modelo; este se considera efectivo si está expresado en función de pocas variables fáciles de medir, pues un modelo con muchas de ellas se vuelve muy sensible a las relaciones, especialmente si están altamente correlacionadas (Alder 1980). De igual forma Picard *et al*. (2012) mencionan que los modelos polinomiales de tipo p deben usarse con prudencia puesto que son capaces de ajustarse a cualquier forma siempre que el grado p sea suficientemente elevado, recomendando evitar usar polinomios de grado superior a 3.

4.2. METODOLOGÍA

Actualmente no existe una metodología para determinar la calidad de sitio de especies forestales en bosques naturales en los trópicos, puesto que la deficiencia de datos dasométricos y la heterogeneidad del bosque limitan la determinación de la calidad; caso contario tienen las especies instaladas en plantaciones que cuentan con registros dasométricos, homogeneidad y una gran gama de información bibliográfica. Por lo mencionado anteriormente se ha intentado adaptar un conjunto de técnicas usadas en plantaciones para determinar la calidad de sitio de la *Cinchona officinalis* en el bosque con un fin maderable; usando una metodología cuantitativa, ayudándose de una estadística aplicada, con regresiones y correlaciones; realizándose actividades en campo y en gabinete, por un lapso de un año.

4.2.1. DETERMINACIÓN DE CLASES DE SITIO

- **Reconocimiento del área en estudio, instalación de parcelas y selección de árboles:** Se realizó el reconocimiento del área en estudio ubicada en los Centros poblados San Luis y Paraguay, pertenecientes a la Zona de Amortiguamiento del Bosque de Protección de Pagaibamba; instalándose 5 parcelas donde hubo presencia de individuos de Quina para determinar la existencia de clases de sitio, teniendo en cuenta que estuvieran los más dispersas y sean representativas. Para la selección de los árboles se tuvo en cuenta las consideraciones dadas por Campos y Leite (2013) y la metodología usada por Valdés *et al.* (1994).

- **Elaboración de mapa:** Se elaboró un mapa de ubicación y localización de las parcelas evaluadas y de los árboles seleccionados para determinar la calidad de sitio, con el objetivo de facilitar su ubicación y generar información para futuras investigaciones, para lo cual se usó un GPS marca Garmin modelo Oregón 750, shapefiles de la ZEE elaborados por el Gobierno Regional de Cajamarca y el software ArcMap 10.4.1.



Foto 175: Georreferenciación de árboles de *Cinchona officinalis*

- **Estimación de altura dominante (Hd):** Para estimar la Hd de la *Cinchona officinalis* en campo se mensuraron 60 árboles distribuidos en toda el área de estudio, midiéndose la altura total, DAP y espesor de corteza. En gabinete los datos obtenidos fueron sistematizados, procesados y depurados; seleccionando los individuos que a menor diámetro a la altura del pecho sin corteza (DAP s/c) presentan mayor altura, pues de esta forma se obtiene una estimación superior de la altura, como se puede observar en la Figura 41. Los modelos ajustados para estimar la altura dominante fueron los de la Tabla 56, y los indicadores estadísticos usados para determinar la mejor regresión fue el coeficiente de determinación, el coeficiente de correlación entre la altura estimada y observada y el error padrón residual (Campos y Leite 2013).

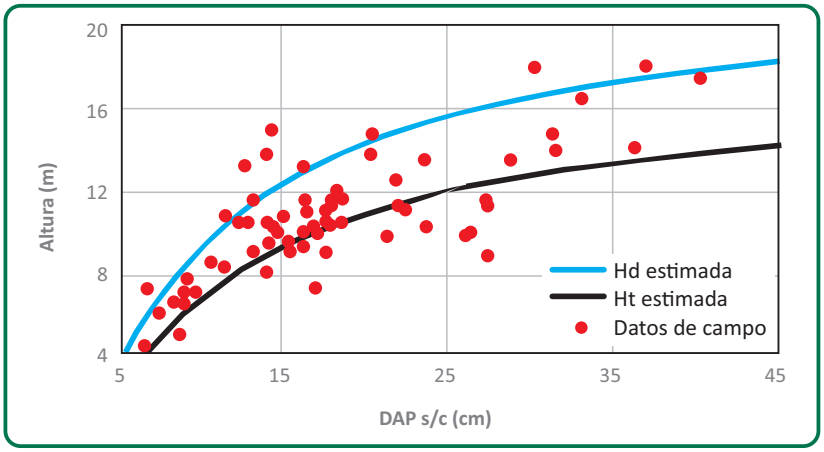


Figura 41: Funciones de alturas (Hd y Ht) de la Quina

Tabla 56: Modelos para estimar las alturas dominantes

Número	Modelo
01	$Hd = \beta_0 + \beta_1\, DAPs/c + \varepsilon$
02	$Hd = \beta_0 + \beta_1 . \frac{1}{DAPs/c^2} + \varepsilon$
03	$Ln\, Hd = \beta_0 + \beta_1 \,\mathrm{Ln}\, DAPs/c + \varepsilon$
04	$Ln\, Hd = \beta_0 + \beta_1 \frac{1}{DAPs/c} + \varepsilon$
05	$Hd = \beta_0 + \beta_1\, DAPs/c + \beta_2\, DAPs/c^2 + \varepsilon$

Fuente: Soares *et al.* (2011)

Donde:

Ln=logaritmo neperiano

DAPs/c: Diámetro a 1.3 m de la altura del suelosin corteza (cm)

Hd: altura dominante (m)

$\beta_0, \beta_1, \beta_2$: parámetros del modelo

$\mathcal{E}$: error estándar residual.




Foto 176 y 177: Determinación de DAP y altura de los individuos de Quina

- **Estimación de la edad de los individuos de Quina:** La edad sólo fue determinada en los árboles seleccionados para determinar la calidad de sitio entre las 5 parcelas, pues en el bosque natural no se sabe este dato por individuo. La metodología usada es propuesta por Stokes y Smiley (1968), para lo cual en campo se extrajo muestras de madera mediante el método no destructivo (tarugos), usando el Barreno de Pressler, portamuestras y cinta masking tape; y en el Laboratorio del PIA Forestal, las muestras pasaron por un proceso de secado a temperatura ambiente, encolado y pulido, empezando con las lijas más gruesas hasta las más finas (80,100,120,240,360,500,1000 y 1200). Con las muestras pulidas se procedió a determinar los anillos visualmente mediante el uso de un estereoscopio-microscopio con cámara acoplada.




Foto 178 y 179: Extracción de muestras usando el Barreno de Pressler y encolado de tarugos en portamuestras

- **Obtención de datos dasométricos de la Quina:** Definidos los anillos de crecimiento en las muestras se estimó el incremento en diámetro por árbol, a través del escaneo de las muestras y medidas las distancias entre anillos con el programa Image-Pro Plus. Con los datos obtenidos y usando el modelo que mejor expresa la Hd, se estimó los DAPs/c (diámetros a la altura del pecho sin corteza) y las alturas a determinadas edades.

  Mediante el modelo $Ln\,V = \beta_0 + \beta_1\,(1/\mathrm{E}) + \varepsilon$ se expresó la función volumétrica, donde "V" es el volumen en m^3 del árbol promedio a la edad "E", y se determinó su grado estimación con los mismo indicadores estadísticos usados para la Hd. Finalmente se determinó el IMA (Incremento Medio Anual), el ICA (Incremento Medio Anual) y la edad base.

- **Obtención de índices de sitio (clases):** Estimadas las Hd a la edad base de todos los árboles evaluados en la pacerlas se procedió a determinar si existen clases de sitio entre ellas, para lo cual se siguió la metodología usada por Crisólogo (2011), usando una Análisis de Varianza (ANOVA). Finalmente se generaron curvas y tablas de Índice de sitio mediante el método de la Curva guía y el modelo de Schumacher.

4.2.2. DETERMINACIÓN DE PARÁMETROS EDAFOCLIMÁTICOS

Los datos climatológicos, fueron obtenidos utilizando la estación meteorológica portátil Weatherhawk para el periodo de la investigación, completando con datos meteorológicos disponibles en las páginas oficiales de la NASA (2018) y ANA (2018) desde hace 10 años.




Foto 180 y 181: Descripción de horizontes e instalación de estación meteorológica

Los factores edáficos fueron obtenidos mediante un trabajo en campo y laboratorio. En campo, en cada parcela se aperturó una calicata de 0.8 x 0.8 y 1 m aproximadamente, para describir sus horizontes y colectar muestras de cada uno de ellos; además se evaluó la topografía y vegetación de las áreas circundantes. En el laboratorio de suelos de la Estación Experimental Agraria Baños del Inca - INIA fueron realizados los análisis físicos (clase textural, capacidad de campo, agua disponible, densidad aparente) y químicos (fósforo, potasio, pH, materia orgánica, aluminio) a las muestras de las calicatas; de forma complementaría se determinó los colores de los horizontes usando la Tabla Munsell para suelos.

4.2.3. CORRELACIÓN DEL ÍNDICE DE SITIO (IS) CON FACTORES EDAFOCLIMÁTICOS

Los factores climáticos no fueron correlacionados, debido a que el área del estudio es relativamente pequeña y no difiere los parámetros climatológicos entre parcelas, por lo que se obtendría una correlación nula. En los factores edáficos sólo fue correlacionado los resultados de los análisis físicos y químicos del horizonte “A” considerando lo mencionado por Herrera y Alvarado (1998), que las raíces absorbentes de nutrientes y agua se encuentran en los primeros centímetros de profundidad en el suelo, profundidad efectiva; además que todas las calicatas presentaron este horizonte.



Foto 182: Horizonte “A” de la calicata 2, gran número de raicillas

4.3. RESULTADOS

4.3.1. CLASES DE SITIO

Después de realizar una inspección en campo, se seleccionaron las parcelas y los individuos de Quina para realizar su evaluación, siendo en su mayoría árboles maduros. En la Figura 42 se observa el plano de ubicación de los árboles y parcelas evaluadas.

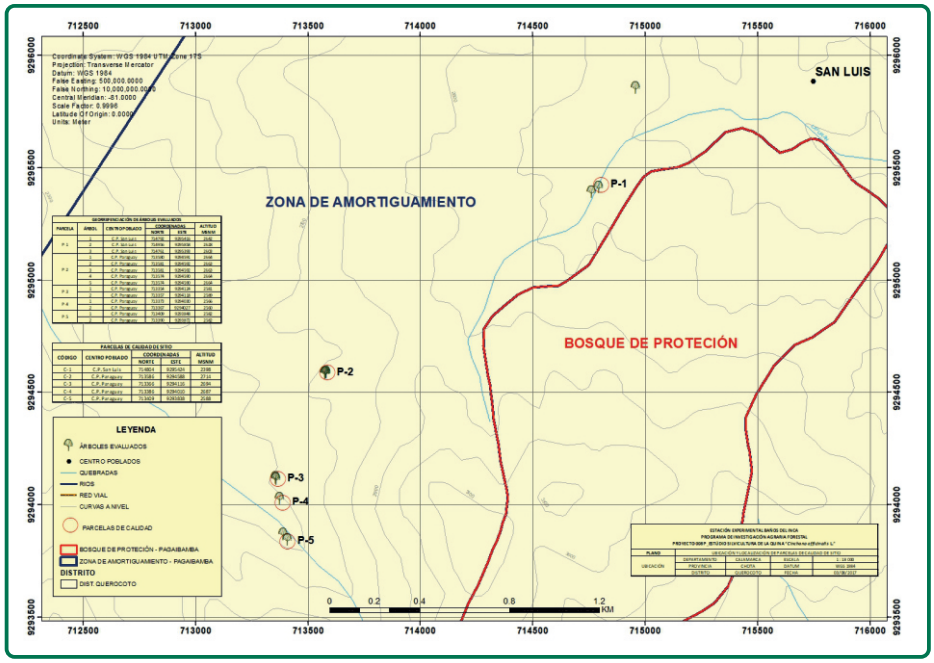


Figura 42: Plano de ubicación de árboles evaluados de la Quina en las parcelas instaladas en la Zona de Amortiguamiento del Bosque de Protección de Pagaibamba

- **Estimación de la altura dominante (Hd):** De los 60 árboles mensurados de forma general se seleccionaron sólo 20, teniendo en cuenta para la selección que a menor DAP s/c tengan mayor altura total. Las 5 regresiones realizadas fueron estadísticamente significativas, tanto para la prueba de "F" como para la prueba de "t"; obteniéndose los indicadores estadísticos de la Tabla 57, donde se puede observar que el modelo 4 tiene mejor grado de estimaciones de la variable dependiente (Hd), por lo cual este fue elegido para estimar las alturas dominantes.

Tabla 57: Indicadores estadísticos de regresiones

Indicadores estadísticos	Modelo				
	1	2	3	4	5
Coeficiente de correlación	0.676	0.706	0.717	0.745	0.700
Coeficiente de determinación	0.457	0.499	0.515	0.555	0.489
Error padrón residual	1.935	2.271	1.786	1.490	1.505

Producto del ajuste del modelo seleccionado se obtuvo los valores de sus parámetros, obteniendo la siguiente función.

$$Ln\ Hd = 3.0971 - 8.645\frac{1}{DAPs/c} + \varepsilon$$

Donde:
Ln= logaritmo neperiano
DAPs/c: diámetro a 1.3 m de la altura del suelo sin corteza (cm)
Hd: altura dominante (m)
Ɛ: error estándar residual

En la Tabla 58 se tienen los datos dasométricos de los árboles evaluados en las parcelas para determinar la calidad de sitio de la Quina. Además, están las alturas dominantes estimadas con el modelo 4 seleccionado anteriormente, el cual como se puede observar en la Figura 43 presenta buenas estimaciones.

Tabla 58: Datos dasométricos de árboles evaluados en las parcelas para determinar la calidad de sitio de la Quina en el área de estudio

Parcela	Árbol	DAP (cm)	Espesor de corteza (cm)	DAP s/c (cm)	Altura dominante(m)	
					Observada	Estimada
P-1	1	38.6	2.9	32.9	16.5	17.0
	2	33.4	1.7	30.1	8.8	16.6
	3	29.9	1.9	26.2	10.0	15.9
P-2	1	18.9	1.3	16.3	11.0	13.0
	2	13.3	1.0	11.4	10.8	10.3
	3	15.9	1.0	13.9	10.5	11.9
	4	16.6	1.1	14.4	10.0	12.1
	5	16.7	1.3	14.2	10.3	12.0
P-3	1	24.7	1.6	21.6	12.5	14.8
	2	10.9	1.0	9.0	7.3	8.4
P-4	1	15.7	1.0	13.8	13.8	11.8
	2	20.8	1.3	18.2	11.0	13.7
P-5	1	22.1	1.5	19.2	11.1	14.1
	2	13.7	0.2	13.3	10.5	7.4

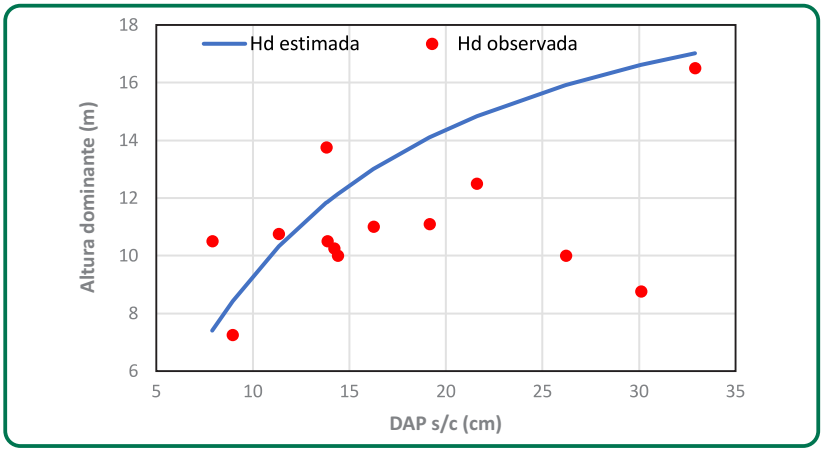


Figura 43: Función del modelo seleccionado y alturas observadas en campo

- **Determinación de la Edad base de la Quina:** La edad base para Quina es de 140 años (Turno), valor estimado mediante el modelo $Ln\,V = 0.8740 - 138.8317(1/\mathrm{E}) + \varepsilon$. La regresión obtuvo buenos indicadores estadísticos como son de 0.993 para el coeficiente de correlación, de 0.993 para el coeficiente determinación y de 0.042 en el error padrón residual. En la Tabla 59 se tienen los volúmenes promedio de un árbol de Quina a diferentes edades, con lo cual se calculó el IMA y ICA, Figura 44.

Tabla 59: Volúmenes promedios estimados de un árbol de Quina a una edad "n", IMA y ICA

Edad (años)	Volumen promedio / árbol (m^3)	IMA	ICA	Edad (años)	Volumen promedio / árbol (m^3)	IMA	ICA
40	0.0745	0.0019	0.0051	100	0.5979	0.0060	0.0085
50	0.1492	0.0030	0.0075	110	0.6783	0.0062	0.0080
60	0.2370	0.0039	0.0088	120	0.7536	0.0063	0.0075
70	0.3298	0.0047	0.0093	130	0.8237	0.0063	0.0070
80	0.4226	0.0053	0.0093	140	0.8890	0.0064	0.0065
90	0.5124	0.0057	0.0090	150	0.9498	0.0063	0.0061

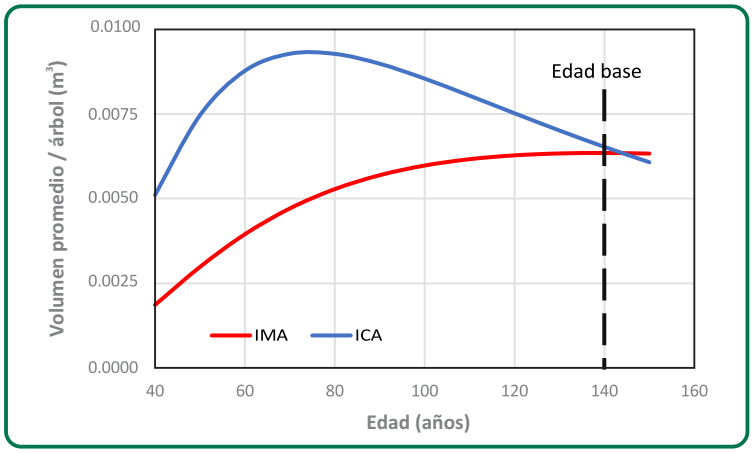


Figura 44: Turno de los árboles evaluados de Quina

- **Índices de sitio (clases):** En la Tabla 60 se tienen los valores de las variables dasométricas para los árboles evaluados de Quina a la edad base (140 años); no existiendo diferencia estadística de las alturas dominantes entre parcelas, pues el p-valor es mayor que 0.05, Tabla 61.

Tabla 60: Variables dasométricas a la Edad base

Parcela	Árbol	DAP s/c estimada(cm)	Altura dominante estimada(m)
P - 1	1	34.3	17.2
	2	38.0	17.6
	3	36.1	17.4
P - 2	1	38.6	17.7
	2	45.0	18.3
	3	36.6	17.5
	4	38.5	17.7
	5	38.8	17.7
P - 3	1	46.5	18.4
	2	32.5	17.0
P - 4	1	30.9	16.7
	2	38.2	17.6
P - 5	1	36.4	17.5
	2	36.4	17.5

Tabla 61: Análisis de variancia de las altura dominantes entre parcelas

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr>F
Parcelas	4	0.701	0.175	0.861	**0.522**
Error	9	1.833	0.204		
Total	13	2.534			

Al no existir diferencia estadística entre las alturas de las parcelas, sólo existe una clase de sitio en el bosque para la Quina; considerando que esta clase es la "Alta" se obtuvieron un conjunto curvas anamórficas y una tabla de índice de sitio, con la finalidad de comparar los sitios de futuras plantaciones de esta especie. Por ejemplo, si se instala una plantación de Quina en un determinado lugar y el promedio de las alturas dominantes es de 10.9 metros a los 60 años estará en la clase Media como se puede observar en la Figura 45 y Tabla 62.

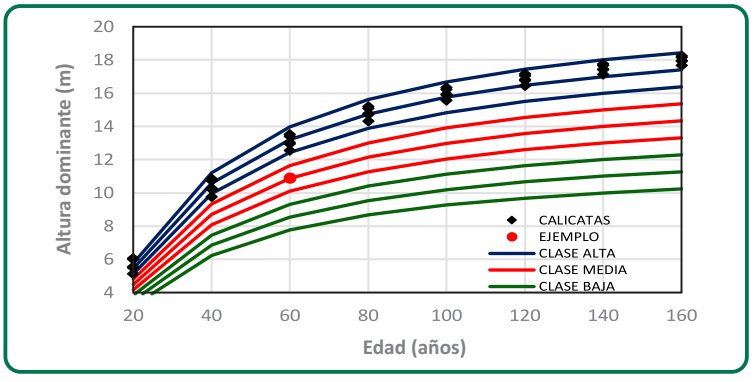


Figura 45: Curvas de índice de sitio Quima

Tabla 62: Índice de sitio de la Quina

Edad (años)	Altura dominante (m)								
	Clase Baja			Clase Media			Clase Alta		
20	3.2	3.5	3.8	4.2	4.5	4.8	5.1	5.4	5.8
40	6.2	6.8	7.5	8.1	8.7	9.3	10.0	10.6	11.2
60	7.8	8.5	9.3	10.1	10.9	11.6	12.4	13.2	14.0
80	8.7	9.5	10.4	11.3	12.1	13.0	13.9	14.7	15.6
100	9.3	10.2	11.1	12.0	13.0	13.9	14.8	15.8	16.7
120	9.7	10.7	11.6	12.6	13.6	14.5	15.5	16.5	17.4
140	10.0	11.0	12.0	13.0	14.0	15.0	16.0	17.0	18.0
160	10.2	11.3	12.3	13.3	14.3	15.4	16.4	17.4	18.4

4.3.2. CARACTERÍSTICAS EDAFOCLIMÁTICAS

La Quina en el bosque se encuentra desarrollándose en una topografía montañosa con pendientes que van desde 17 a 53 %, y altitudes entre los 2400 a 3000 msnm aproximadamente, en las zonas de vida bosque húmedo – Montano Bajo Tropical (bh-MBT) y bosque húmedo – Montano tropical (ZEE 2016); con precipitaciones aproximadas de 520 mm (no está considerada la precipitación horizontal que es alta en el bosque), temperatura promedio de 13 a 15 °C (ANA 2018, NASA 2018), mínima de 9 °C y máxima de 21 °C; y humedad relativa promedio de 80 %. Está asociada a especies como el *Alnus acuminata* (Aliso), *Rubus* spp. (Zarza), *Pteridium arachnoideum* (Gara gara) y *Baccharis* sp. (Chilca); indicadoras de suelos con pH ácido y humedad.



Foto183 y 184: Topografía montañosa y árbol de Quina en pendiente

Los suelos son de origen coluvial, material que ha sido transportado desde su lugar de origen por efecto de la gravedad, fenómeno relativamente común en áreas montañosas de topografía muy accidentada; estos depósitos coluviales están formados por material grueso, en su mayoría grandes trozos de rocas (Donoso 1992), con piedras angulares que conforme van acercándose a la roca madre son de mayor tamaño. Los suelos además son casi homogéneos, conformados generalmente por un horizonte orgánico de 9 cm de profundidad aproximadamente de

tonalidades marrones oscuras, con presencia de abundantes raicillas y materia orgánica de 16,8 a 7.50 %; luego el horizonte "A" de 9 a 38 cm de profundidad aproximada de color negro-marrón a gris, con presencia de abundante a regular número de raicillas y raíces (grandes y medianas), regular contenido de materia orgánica de 9.85 a 3.64 %; finalmente el horizonte "B" de 38 a 74 cm de profundidad aproximadamente, de color marrón a grisáceo, con pocas raicillas y bajo contenido de materia orgánica de 2.80 a 1.18 %; suelos pocos a profundos, con una profundidad efectiva promedio de 64 cm, Foto 185 y Tabla 63.

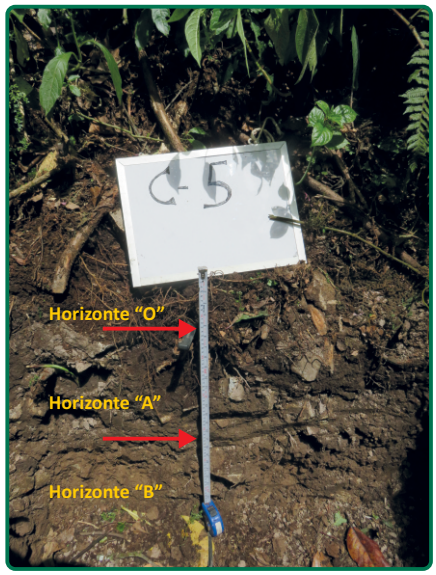


Foto 185: Horizontes de la Calicata 5

Los suelos del bosque presentan contenidos bajos a muy bajos en fósforo (4.62-1.90 ppm) y muy bajos en potasio (142.5-105.0 ppm); con pH de ligero a fuertemente ácido (6.18 – 4.83); el aluminio en concentraciones altas a bajas (12.2 – 1.0 meq/100g), la presencia de este mineral impide que las raíces puedan absorber y translocar el fósforo, calcio, magnesio y potasio a la parte área de la planta (Fassbender 1980), sin embargo, la Quina lo tolera en concentraciones altas indicando que esta especie puede desarrollarse en suelos con bajo contenido de nutrientes. Además, los suelos están conformados mayoritariamente por arena pues son de origen coluvial, siendo las clases texturales predominantes la Franco Arcillo arenoso, Franco Arenoso, Arcillo arenoso, Franco Arcilloso y Arcilloso; con densidades aparentes de 1.29 a 1.48 g/cm^3, Tabla 64. Estos resultados concuerdan con lo mencionado por Donoso (1992) que las especies forestales en los bosques dependen poco de la fertilidad del suelo en comparación de los cultivos agrícolas, y resisten a suelos con pH ácidos; y por ADEFOR (1996) que sostiene que los árboles crecen bien en suelos Franco arenosos.

Tabla 63: Ubicación y descripción de calicatas por horizonte

N° de Calicata (Parcela)	Ubicación	Coordenadas UTM 17S –WGS 84		Altitud msnm	Dimensiones (m)	Distribución de las raíces – Profundidad efectiva (cm)	Pendiente	Vegetación	Horizonte	Descripción	Color		Observaciones
		Este	Norte								Húmedo	Seco	
1	San Luis - Querocoto	714804	9295424	2398	1.2 x 1 x 1.05	Hasta los 105.	53.0%	Nudillo, Zarza, Gara gara, y Quina.	A	De 0 a 40 cm de profundidad. Presencia de abundantes raicillas (+++) y piedras. Temperatura de 17°C.	7.5YR 3/2 (Marrón oscuro)	7.5YR 5/2 (Marrón)	• La presencia de Gara gara, Zarza indican suelos de mal drenaje, mantienen mucha humedad. • No se encontró horizonte orgánico, ni roca madre. • Son suelos coluviales.Piedras angulares, producto de la gravedad.
									AB	De 40 a 55 cm de profundidad. Horizonte de transición entre el A y B. Presencia de raicillas (++), piedras angulares y óxidos de fierro (Concreciones). Temperatura de 16°C.	7.5YR 4/2 (Marrón)	7.5YR 6/2 (Gris rosado)	
									B	De 55 a 105 cm de profundidad. Presencia de pocas raíces (+) y piedras angulares. Temperatura de 15 °C.	7.5YR 4/4 (Marrón)	7.5YR 7/3 (Rosado)	
2	Paraguay-Querocoto	713586	9294588	2714	1 x 1 x 0.82	Hasta los 82.	37.3%	Nudillo, Chilifruta, Shepra, Musgo, Líquenes, Helechos, Chilca, Quina.	A	De 0 a 23 cm de profundidad. Presencia de abundantes raicillas (+++) y partículas de materia orgánica; (Horizonte joven).	10YR 3/2 (Marrón grisáceo muy oscuro)	10YR 5/2 (Marrón grisáceo)	• La Chifruta es indicador de suelos ácidos. • No se encontró roca madre.
									B	De 23 a 45 cm de profundidad. Presencia de raicillas (++), piedras angulares y cráteres hechos por lombrices y microorganismos invertebrados.	7.5YR 3/3 (Marrón oscuro)	7.5YR 6/3 (Marrón claro)	
									C	De 45 a 82 cm de profundidad. Presencia de pocas raicillas (+) y piedras angulares grandes distribuidas en todo este horizonte. Las piedras presentan moteaduras de magnesio	-7.5YR 4/4 (Marrón) -Moteaduras 10YR 4/2 (Marrón grisáceo oscuro)	7.5YR 7/3 (Rosado) -Moteaduras 10YR 7/1 (Gris claro)	

N° de Calicata (Parcela)	Ubicación	Coordenadas UTM 17S –WGS 84		Altitud msnm	Dimensiones (m)	Distribución de las raíces – Profundidad efectiva (cm)	Pendiente	Vegetación	Horizonte	Descripción	Color		Observaciones
		Este	Norte								Húmedo	Seco	
3	Paraguay - Querocoto	713366	9294116	2694	0.8 X 0.8 X 0.67	Hasta los 36.	29.2%	Helechos, Fresa silvestre, helecho y estrato arbóreo .	O	De 0 a 9 cm de profundidad. Presencia de abundantes raicillas (+++) en proceso de disposición. Temperatura de 14°C.	10YR 2/2 (Marrón muy oscuro)	10YR 3/2 (Marrón muy oscuro)	• Suelos pocos profundos, jóvenes, insipientes; formado por material traído por deslizamientos. • Se encontró roca madre.
									A	De 9 a 36 cm de profundidad. Presencia de raicillas (++) y piedras angulares aplanadas. Temperatura de 13°C.	10YR 2/1 (Negro)	10YR 3/1 (Gris muy oscuro)	
									B	De 36 a 67 cm de profundidad. Presencia de piedras grandes angulares y planas. Material de consistencia mitosa.	2.5Y 5/1 (Gris)	2.5 6/2 (Gris pardo claro)	
4	Paraguay - Querocoto	713386	9294010	2687	0.8 x 0.8 x 1	Hasta los 60.	19.3%	Helechos y estrato arbóreo (Rumilanche, Saucecillo, Quina, Acerrilla negra y blanca y Colpaquero).	O	De 0 a 10 cm de profundidad. Presencia de abundantes raicillas (+++), afloramientos rocosos y piedras angulares planas. Temperatura de 13°C.	10YR 8/2 (Marrón muy pálido)	10YR 5/2 (Marrón grisáceo)	• Suelos profundos y coluviales. • No se encontró roca madre.
									A	De 10 a 60 cm de profundidad. Presencia de raicillas (++) y raíces gruesas. Temperatura de 12°C.	7.5YR 2.5/1 (Negro)	10YR 4/2 (Marrón grisáceo oscuro)	
									B	De 60 a 85 cm de profundidad. Presencia de piedras grandes. Temperatura de 12°C.	10YR 4/2 (Marrón grisáceo oscuro)	10YR 6/1 (Gris)	
5	Paraguay - Querocoto	713409	9293838	2588	0.8 x 0.8 0.7	Hasta los 38.	17.3%	Helechos, Zarza y estrato arbóreo (Mote mote, Mora, y Quina).	O	De 0 a 9 cm de profundidad. Presencia de raicillas (+++), con abundantes piedras grandes angulares y planas. Temperatura 17°C.	10YR 2/2 (Marrón muy oscuro)	10YR 3/2 (Marrón grisáceo muy oscuro)	• Suelos pocos profundos y coluviales. • Se encontró roca madre.
									A	De 9 a 38 cm de profundidad. con de piedras grandes. Presencia de raicillas (++) y raíces de mediano tamaño. Temperatura 17°C.	10YR 3/2 (Marrón grisáceo muy oscuro)	10YR 6/1 (Gris)	
									B	De 38 a 70 cm de profundidad. Presencia de escasas raíces (+), con piedras grandes angulares y planas. Temperatura 16°C.	10YR 4/2 (Marrón grisáceo oscuro)	10YR 6/2 (Gris pardo claro)	

Tabla 64: Análisis de suelos por horizonte de cada calicata

N° de Calicata	Horizonte	P ppm	K ppm	pH	M.O %	Al meq/100g	Arena %	Limo %	Arcilla %	Clase textural	C.C %	P.M.P %	A.D. %	D Aparente g/cm³
1	A	3.82	150.00	5.16	4.20	5.60	41	20	39	F Ar	25.61	14.48	11.13	1.31
	AB	3.82	130.00	4.88	3.58	7.58	37	20	43	Ar	27.44	15.63	11.81	1.29
	B	4.29	115.00	5.02	2.70	3.08	33	30	37	F Ar	26.09	14.78	11.31	1.29
2	A	2.38	115.00	4.83	3.64	12.20	49	12	39	Ar A	24.50	13.78	10.72	1.35
	B	3.34	110.00	5.10	1.18	9.50	59	12	29	F Ar A	19.93	10.91	9.02	1.41
	C	2.86	105.00	5.37	0.50	9.00	51	24	25	F Ar A	19.77	10.81	8.96	1.39
	C- moteaduras	2.86	105.00	5.12	0.11	6.48	69	14	17	F A	14.73	7.63	7.08	1.48
3	O	9.07	205.00	6.18	16.80	1.00	61	20	19	F A	16.29	8.62	7.67	1.44
	A	6.68	135.00	4.88	9.85	3.42	57	20	23	F Ar A	18.30	9.88	8.42	1.42
	B	2.86	145.00	5.50	2.80	1.30	67	12	21	F Ar A	16.28	8.61	7.67	1.46
4	O	5.24	155.00	5.60	7.50	2.10	63	20	17	F A	15.56	8.16	7.40	1.45
	A	2.38	125.00	4.98	3.72	4.80	57	18	25	F Ar A	18.94	10.28	8.66	1.41
	B	1.90	130.00	5.21	1.51	2.52	57	16	27	F Ar A	19.57	10.68	8.89	1.41
5	O	12.40	210.00	5.87	16.43	1.60	71	8	21	F A	15.54	8.14	7.39	1.47
	A	6.20	195.00	5.68	3.98	1.34	67	16	17	F A	15.00	7.81	7.19	1.47
	B	3.82	150.00	5.45	1.51	2.44	51	12	37	Ar A	23.59	13.21	10.38	1.36

P: Fósforo K: Potasio M.O: Materia orgánica C.C: Capacidad de campo P.M.P: Punto de marchitez permanente A.D: Agua disponible D.Apar: Densidad aparente

Tabla 65: Matriz de Correlación entre altura dominante y variables edáficas.

	Hd	P	K	pH	M.O	Al	Arena	Limo	Arcilla	C.C	P.M.P	A.D.	D Apar.	PC	PE
Hd	1.00														
P	0.32	1.00													
K	-0.10	0.64	1.00												
pH	-0.22	0.46	0.97	1.00											
M.O	0.39	0.68	-0.11	-0.32	1.00										
Al	0.42	-0.73	-0.73	-0.65	-0.32	1.00									
Arena	-0.07	0.52	0.53	0.52	0.14	-0.61	1.00								
Limo	-0.44	0.42	0.16	0.04	0.52	-0.66	-0.12	1.00							
Arcilla	0.22	-0.65	-0.57	-0.52	-0.31	0.82	-0.94	-0.22	1.00						
C.C	0.18	-0.62	-0.57	-0.53	-0.26	0.76	-0.97	-0.12	0.99	1.00					
P.M.P	0.18	-0.62	-0.57	-0.53	-0.26	0.76	-0.97	-0.12	0.99	1.00	1.00				
A.D.	0.18	-0.62	-0.57	-0.53	-0.26	0.76	-0.97	-0.12	0.99	1.00	1.00	1.00			
D Apar.	-0.09	0.58	0.52	0.50	0.23	-0.67	0.99	-0.01	-0.97	-0.99	-0.99	-0.99	1.00		
PFC	-0.39	-0.61	-0.21	-0.12	-0.51	0.33	-0.84	0.19	0.75	0.79	0.79	0.79	-0.85	1.00	
PE	-0.08	-0.67	-0.34	-0.26	-0.51	0.61	-0.92	-0.07	0.93	0.94	0.94	0.93	-0.95	0.94	1.00
Pen	0.25	-0.25	-0.28	-0.32	-0.04	0.47	-0.94	0.16	0.87	0.90	0.90	0.90	-0.93	0.75	0.85

Hd: Altura dominante **P:** Fósforo **K:** Potasio **Al:** Aluminio **M.O:** Materia orgánica **C.C:** Capacidad de campo **P.M.P:** Punto de marchitez permanente
A.D: Agua disponible **D.Apar:** Densidad aparente **PFC:** Profundidad de calicata **PE:** Profundidad efectiva **Pen:** Pendiente

4.3.3. CORRELACIÓN DEL ÍNDICE DE SITIO CON FACTORES EDAFOCLIMÁTICOS

Por las características que presenta el área en estudio de la investigación sólo hay una clase de sitio para la Quina, alta; por lo cual no se obtuvieron correlaciones fuertes entre la variable dependiente altura dominante y las independientes (P, K, pH, etc), pues no se tiene todas las combinaciones posibles entre las variables (edáficas) y las alturas dominantes en las clases faltantes, media y baja. A nivel de la clase evaluada se observa que el aluminio y la materia orgánica presentaron las más altas correlaciones directamente proporcionales de 0.42 y 0.39 respectivamente, indicando que a más presencia de estos la Hd promedio de los árboles fue mayor, Figura 46 y Tabla 65. No fue posible generar un modelo que exprese el índice de sitio para todas las clases (Alta, Media y Baja) en función de las variables edáficas por lo mencionado en las primeras líneas.

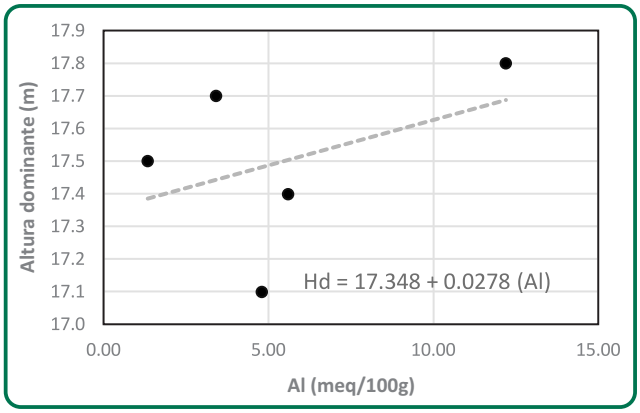


Figura 46: Correlación entre la Hd y el Al

4.3.4. CALIDAD DE SITIO

Finalmente, la calidad de sitio para la *Cinchona officinalis* en bosques, se determinó que es la clase Alta; con una topografía montañosa, entre los 2400 a 3000 msnm aproximadamente, con precipitaciones aproximadas de 520 mm, temperatura promedio de 13 a 15 °C, mínima de 9 °C y máxima de 21 °C; y humedad relativa promedio de 80%. Suelos siempre húmedos por la precipitación horizontal, con contenidos altos de materia orgánica y aluminio que generan pH ácidos; y clases texturales Franco Arcillo arenoso, Franco Arenoso, Arcillo arenoso, Franco Arcilloso y Arcilloso.



Regeneración Natural de la *Cinchona officinalis* L.

CAPÍTULO V

5.1. MARCO TEÓRICO

- **Regeneración natural:** Es el conjunto de procesos mediante los cuales el bosque se restablece por medios naturales (Rollet 1980), y debe ser considerada como una serie concatenada de procesos, cada uno de los cuales puede influir decisivamente en el resultado final. Lamprecht (1990), considera como requisitos para la regeneración natural, que exista un volumen suficiente de semillas viables, apropiadas condiciones climáticas y edáficas. Para el estudio de regeneración natural se han ideado una serie de métodos o técnicas de acuerdo a las diferentes realidades ecológicas de cada zona y las metas u objetivos del futuro manejo en los distintos tipos de bosques (Sabogal 1983).

- **Dinámica de la regeneración natural:** La dinámica de la regeneración está condicionada por un conjunto de procesos naturales que suceden en forma continua (regeneración y mortalidad) operando en forma cíclica dentro del bosque; determinando sucesivos estados de equilibrio dinámico en las que están involucradas mezclas de especies en diferente condición estructural (López 2015). Al afectarse la estructura y dinámica de los bosques, se crean espacios propicios para que se establezca la regeneración natural como mecanismo de restauración ecológica de la masa forestal afectada (Godínez *et al*. 2016). El inicio del ciclo de crecimiento o renovación natural en bosques primarios es marcado por la ocurrencia de claros que se producen en el dosel forestal por la muerte natural total o parcial de uno o más árboles, características de ocurrencia incierta y variable tamaño de claros que condicionan los diversos procesos de dispersión, colonización y competición de las especies (Hartshorn 1980).

- **Factores que influyen sobre la regeneración natural:** En todo ecosistema forestal ocurren una serie de procesos naturales, que de cierta magnitud pueden alterar la dinámica del bosque y no sólo están afectados únicamente por los fenómenos naturales, sino también son regulados constantemente por factores ambientales (Tello 2016).

  Brown, citado por Díaz (1995), afirma que los claros afectan la regeneración natural, pues estos no necesariamente tienen el mismo microclima, sino que podrían favorecer el crecimiento de plántulas de distintas especies, y que los cambios en la localización de estos juegan un importante papel en la dinámica de regeneración. Otros factores importantes para una regeneración exitosa son la luz, la competencia existente entre esta, el agua y nutrientes, siendo los más relevante a tener en cuenta en la regeneración natural (Finegan 1992); Etherington, citado por Beek (1992), mencionan que la macro y microfauna puede favorecer la dispersión de semillas y los insectos y aves afectan considerablemente el éxito de la germinación de las semillas.

- **Importancia de la regeneración natural:** La información detallada de la regeneración natural permite poder delinear planes de manejo técnico en cualquier tipo de bosque y entre otras cosas es una base sólida para realizar injerencias del origen y las condiciones ecológicas, dinámicas y

tendencias futuras de una comunidad vegetal. A pesar de la importancia que tienen los estudios estructurales, de interés científico, poco se han hecho en los trópicos (Lamprecht 1990).

- **Método para evaluar regeneración natural:** Existen varios métodos, el de los cuadrantes es una de las formas más comunes de muestreo de vegetación, haciendolos más homogéneos y teniendo menos impacto de borde en comparación a los transeptos; consiste en colocar o delimitar un cuadrado sobre la vegetación, para determinar la densidad, cobertura y frecuencia de las plantas (BOLFOR *et al*. 2000). Según Pinelo (2004) y BOLFOR (1995), la regeneración natural de un bosque puede ser clasificada en 4 categorías como se muestra en la Tabla 66.

Tabla 66: Categorías de regeneración natural

Categoría	Parámetros	Dimensiones de parcelas (m)
Brinzales	Hasta 30 cm de altura y < 5 cm DAP	2 x 2
Latízales	> 5 cm a < 10 cm DAP	5 x 5
Fustales	>10 cm a < 25 cm DAP	10 x10
Maduros	>25 cm a más DAP	10 x10

Para evaluar la regeneración natural se realiza el análisis de vegetación, la caracterización ecológica, estructural y silvicultural con el propósito de valorar sociológicamente el bosque y establecer su categoría (Alvis 2009).

- **Análisis de vegetación**: Este análisis puede ser determinado con el cálculo del cociente de mezcla y el índice de Shannon – Weaver, además de realizar la composición florística del bosque (Luery 2003).

Cociente de mezcla: Expresa la intensidad de la mezcla en la muestra y se calcula dividiendo el número de especies entre el número de árboles o individuos, expresándose con la siguiente fórmula:

$$CM = \frac{S}{N} = \frac{\left(\frac{S}{S}\right)}{\left(\frac{N}{S}\right)}$$

Donde:
S= Número total de especies en el muestreo.
N= Número total de individuos en el muestreo.

Lo que nos indica que cada especie estará representada por un determinado número de árboles o individuos. La heterogeneidad de los bosques se puede medir por el mayor número del cociente, que indica mayor homogeneidad del bosque y el menor número que indica mayor heterogeneidad (Holdridge 1960, Lamprech 1990).

Índice de Shannon - Weaver: Es uno de los índices más utilizados para cuantificar biodiversidad y refleja la heterogeneidad de una comunidad sobre la base de dos factores: número de especies y abundancia relativa (Shannon y Weaver 1949) y se define como:

$$H = -\sum_{i=1}^{S} \pi_i \ln \pi_i$$

- **Caracterización estructural:**

Estructura horizontal: Expresado en términos de abundancia, dominancia, frecuencia, área basal, distribución en clases diamétricas, para individuos mayores a 10 cm DAP. El cálculo de cada uno de los parámetros se determina según lo mencionado por Lamprecht (1990).

- **Abundancia (N)**: Según Alvis (2009), hace referencia al número de individuos por hectárea y por especie en relación con el número total de individuos. Se distingue la abundancia absoluta y la relativa (proporción de los individuos de cada especie en el total de los individuos del ecosistema).

- **Abundancia absoluta (Aba):** Es el número de individuos por especie con respecto al número total de individuos encontrados en el área de estudio (ni).

$$Ab = \frac{ni}{N}$$

Donde:
ni = Número de individuos de la iésima especie
N = Número de individuos totales en la muestra

- **Abundancia relativa (Ab%):** Es la relación porcentual del número de individuos de la especie con respecto al total de individuos de la parcela.

$$Ab\% = \frac{ni}{N} \times 100$$

Donde:
ni = Número de individuos de la iésima especie
N = Número de individuos totales en la muestra

- **Dominancia:** Se relaciona con el grado de cobertura de las especies como manifestación del espacio ocupado por ellas y se determina como la suma de las proyecciones horizontales de las copas de los árboles en el suelo. Para esto se utiliza las áreas básales, debido a que existe una correlación lineal alta entre el diámetro de la copa y del fuste.

- **Dominancia absoluta (Da):** Es la sumatoria de las áreas básales de los individuos de una especie sobre el área especificada y expresada en metros cuadrados.

$$\mathrm{Da} = \frac{Gi}{Gt}$$

Donde:
Gi = Área basal en m² para la iésima especie
Gt = Área basal en m² de todas las especies

- **Dominancia relativa (D%):** Es la relación expresada en porcentaje entre la dominancia absoluta de una especie cualquiera y el total de las dominancias absolutas de las especies consideradas en el área inventariada.

$$\mathrm{D\%} = \frac{DaS}{DaT}\ x\ 100$$

Donde:
DaS = Dominancia absoluta de una especie
DaT = Dominancia absoluta de todas las especies

- **Frecuencia**: Permite determinar el número de parcelas en que aparece una determinada especie, en relación al total de parcelas inventariadas, existencia o ausencia de una determinada especie en una parcela.

- **Frecuencia absoluta (FrA):** Porcentaje de parcelas en las que aparece una especie, cuando es 1, indica la existencia de la especie en todas las parcelas.

$$FrA = \frac{Fi}{Ft}$$

Donde:
FrA = Frecuencia absoluta
Fi = Frecuencia absoluta de la iésima especie.
Ft = Total de las frecuencias en el muestreo.

- **Frecuencia relativa:** Se determina como el porcentaje de la suma de las frecuencias absolutas de todas las especies.

$$Fr\% = \frac{FrAni}{FrAt}\ x\ 100$$

Donde:
Fr% = Frecuencia relativa.
FrAni = Frecuencia absoluta de la iésima especie.
FrAt = Total de las frecuencias absolutas en el muestreo.

- **Área Basal (G).** La fórmula para el cálculo del área basal es:

$$G = \frac{\pi}{4} D^2$$

Donde:
G = área basal de un árbol individual m^2
D = Diámetro a la altura del pecho (DAP) m

Distribuciones diamétricas. BOLFOR (1995), lo define como producto de la dinámica natural del bosque, donde se observa una estructura típica, característica de cada bosque. La distribución del número de árboles por clase de diámetro es la "J" invertida, conforme aumenta el diámetro disminuye el número de individuos. La proporción de disminución, de clase a clase, es más o menos constante, lo que permite ajustar una curva teórica, propia de cada bosque, que describe su estructura horizontal. Campos y Leite (2013) mencionan que la distribución diamétrica de un bosque natural puede ser expresada por el siguiente modelo exponencial, $Y = e^{\beta_0+\beta_1 X}.\epsilon$, donde Y es el número de árboles por clase diamétrica en una hectárea, X es el centro de la clase, los betas (β_0 y β_1) son los parámetros de la regresión y ϵ es el error.

Por otro lado, Rollet (1980) establece que la forma de la distribución diamétricas de una especie, indica sus requerimientos con respecto a la iluminación solar. Las curvas que se aproximan a la "J invertida" son las especies que toleran sombra (esciófitas), mientras que aquellas curvas que tienen forma de una campana con diferentes grados de asimetría, o cuya pendiente se aproxima a cero, son de las especies intolerantes a la sombra (heliófilas). El primer tipo de curvas desde un punto de vista silvicultural, se llaman "positivas" de las esciófitas, pues hay abundancia de regeneración y las segundas son las neutras o negativas, pues las heliófilas aparentemente no se regenerarán.

Estructura vertical. Está representada por la posición sociológica de los árboles y se expresa en función de la altura total máxima (altura del árbol más alto), altura total mínima (altura del árbol más bajo) y de la altura total promedio (Holdridge 1960, Lamprech 1990).

- **Caracterización ecológica:** Según Salcedo (1985) y Manta (1988), la importancia ecológica de cada especie arbórea presente en cada tipo de bosque, se realiza mediante el Índice de Valor de Importancia (I.V.I).

Índice de valor de importancia (I.V.I). Formulado por Curtis y Mc Intosh (1951), se calcula para cada especie a partir de la suma de la abundancia, frecuencia y dominancia relativa, la cual es una medida de cuantificación para asignarle a cada especie su categoría de importancia el que se expresa mediante la siguiente fórmula:

$$I.V.I = \text{abundancia relativa} + \text{frecuencia relativa} + \text{dominancia relativa}$$

- **Condición silvicultural:** La condición silvicultural de la regeneración natural está en función a la distribución diamétricas y es determinada para los grupos ecológicos comerciales.

5.2. METODOLOGÍA

Para la evaluación de la regeneración natural de la *Cinchona officinalis*, se aplicó una metodología básica, cuantitativa, descriptiva, con fuente de datos primaria, no experimental, transversal, analítica e interpretativa realizada en campo y en gabinete, por un periodo aproximado de 3 años.

- **Diseño de muestreo**: El diseño de muestreo utilizado fue el "Muestreo Aleatorio Simple" (Figura 47), pues según BOLFOR *et al.* (2000), manifiesta que es el esquema de muestreo más sencillo y de aplicación más general; empleándose en aquellos casos en que se dispone de poca información previa acerca de las características de la población a evaluar.

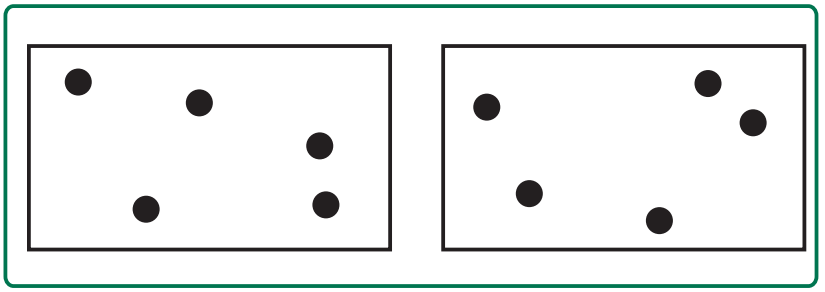


Figura 47: Muestreo Aleatorio Simple

- **Reconocimiento del área en estudio**: Se basó en el recorrido de las 522.6 ha, identificando zonas donde hay presencia de bosques para realizar la evaluación de la regeneración natural.

- **Identificación e instalación de unidades muestrales**: Las unidades muestrales se identificaron considerando que deben representar el mayor grado de representatividad de la zona de estudio, la intensidad de muestreo se determinó en base a su superficie ; instalándose 11 parcelas en las pequeñas áreas de bosques relictos, aplicando el criterio del método de cuadrantes (Figura 48) y considerando la clasificación de la regeneración natural indicada por Pinelo (2004), BOLFOR (1995) y Shannon y Weaver (1949).



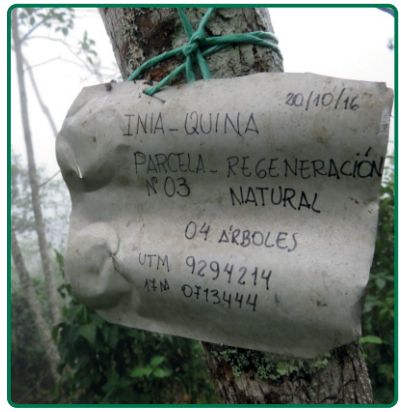


Foto 186 y 187: Instalación y codificación de parcelas

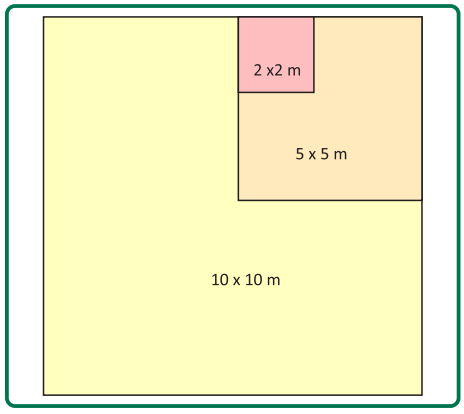


Figura 48: Distribución de las unidades de registro

- **Elaboración de mapa**: Se elaboró un mapa de ubicación y localización de las parcelas seleccionadas para evaluar la regeneración natural con el objetivo de facilitar su ubicación y generar información para futuras investigaciones, para lo cual se usó un GPS marca Garmin modelo Oregón 750, shapefiles de la ZEE elaborados por el Gobierno Regional de Cajamarca y el software ArcMap 10.5.



Foto 188: Georreferenciación de parcelas

- **Evaluaciones en campo**: Se evaluaron todas las especies forestales, en las diferentes categorías, realizando su identificación y conteo, con el apoyo de un profesional del SERNANP del Bosque de Protección de Pagaibamba. La información obtenida se registró en el Formato N° 5: "Registro de datos de regeneración natural"; para el caso de fustales y maduros se realizó la toma del dato dasométrico DAP con forcípula y cinta diamétrica.



Foto 189: Evaluación de regeneración natural



Foto 190: Medición de DAP de especie arbórea

Formato 3. Registro de datos de regeneración

Evaluadores: N° de parcela:

Coordenadas: Localidad:

Altitud: Fecha de evaluación:

# Parcela	Especie		Parcelas		
	Nombre común	Nombre científico	10 x 10	5 x 5	2X2
	Total				

- **Sistematización, procesamiento, análisis e interpretación de información:** Con los datos obtenidos en campo, se procedió a generar el registro general, para después proceder a su sistematización. El procesamiento de la información se realizó mediante el programa informático Microsoft Excel.

Para la evaluación de la regeneración natural, se aplicó lo establecido por Salcedo (1985), Manta (1988), Curtis y Mc Intosh (1951), Lamprecht (1990) y Campos y Leite (2013), donde se consideró el análisis de vegetación (identificación de vegetación, categorías de regeneración, cociente de mezcla e índice Shannon-Weaver), la caracterización estructural (horizontal y vertical) y la ecológica, con el cálculo del índice de valor de importancia (I.V.I) y la condición silvicultural. Se hace mención que el análisis de estructura vertical y la distribución diamétrica además del bosque se hizo sólo para la Quina, por ser la especie que se está estudiando en la investigación.

5.3. RESULTADOS

Se identificaron y seleccionaron 11 unidades muéstrales (parcelas cuadradas) para la evaluación de la regeneración natural, Figura 49.

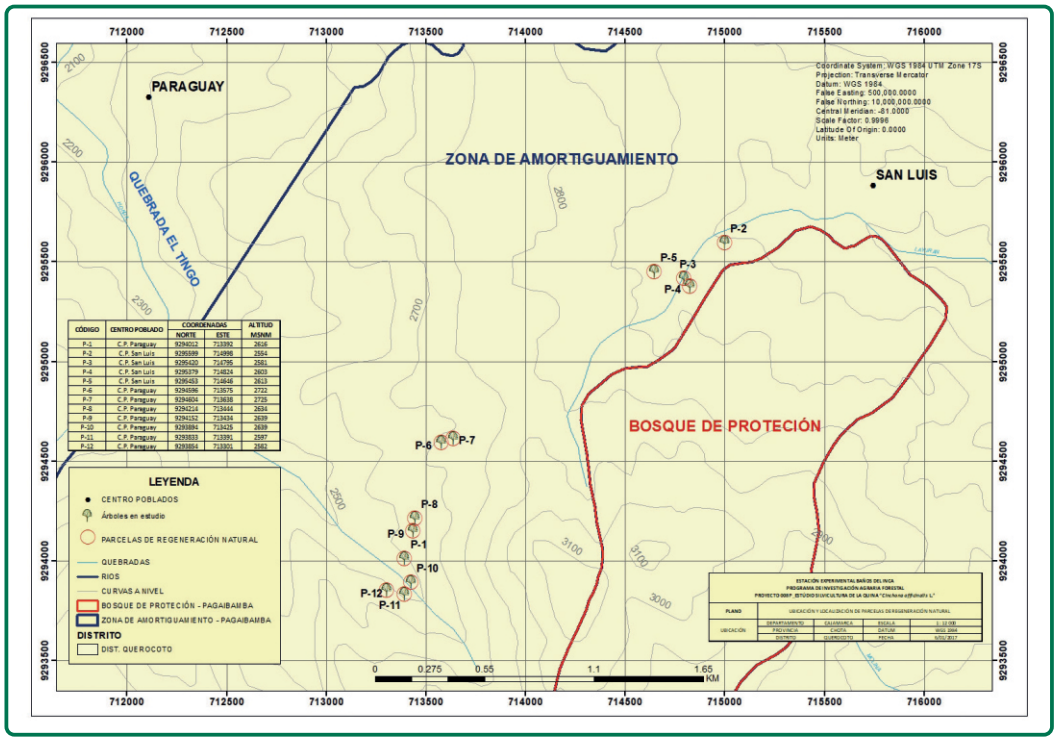


Figura 49: Mapa de ubicación y localización de las parcelas de evaluación

5.3.1. ANÁLISIS DE VEGETACIÓN

En las parcelas evaluadas se han encontrado 207 individuos, distribuidos en 21 familias con 35 especies propias de este ecosistema, muchas de ellas aún no identificadas, siendo la *Cinchona officinalis*, y la *Nectandra* sp. 1, las que destacan con mayor presencia (31.90 y 14.00 % respectivamente) tal y como se aprecia en la Tabla 67.



Foto 191: Características del bosque evaluado

Tabla 67: Vegetación identificada

N°	Familia	Nombre científico	Nombre común	Total	
				N°	%
1	Gentianaceae	*Macrocarpaea* sp.	Cascarilla blanca	7	3.40
2	Primulaceae	*Myrsine coriacea* (Sw.) R. Br. ex Roem. & Schult.	Por determinar	3	1.40
3	Siparunaceae	*Siparuna muricata* (Ruiz & Pav.) A. DC.	Añasquero	6	2.90
		Siparuna tomentosa (Ruiz & Pav.) A. DC	Por determinar	1	0.50
4	Asteraceae	*Austroeupatorium inulaefolium* (Kunth) R.M. King & H. Rob.	Por determinar	1	0.50
		Baccharis sp.	Chilca	6	2.90
		Liabum sp.	Por determinar	1	0.50
5	Boraginaceae	*Tournefortia* sp.	Mote mote	1	0.50
6	Brunelliaceae	*Brunellia* sp.	Nogalillo	7	3.40
7	Chloranthaceae	*Hedyosmum scabrum* (Ruiz & Pav.) Solms	Aserilla negra	12	5.80
		Hedyosmum sp.	Aserilla blanca	11	5.30
8	Clusiaceae	*Clusia* sp.	Lalush	4	1.90
9	Cyatheaceae	*Cyathea* sp.	Chonta	3	1.40
10	Lauraceae	*Nectandra* sp.	Roble blanco	1	0.50
		Nectandra sp.1	Roble amarillo	29	14.00
		Ocotea sp.	Por determinar	1	0.50
		Persea sp. 1	Por determinar	1	0.50
		Lauraceae	Por determinar	4	1.90
11	Melastomataceae	*Axinaea* sp.	Por determinar	1	0.50
		Miconia sp.	Colpaquero blanco	7	3.40
		Miconia sp. 1	Colpaquero rojo	4	1.90
12	Papaveraceae	*Bocconia integrifolia* Bonpl.	Zapallo quero	2	1.00
13	Piperaceae	*Piper* sp.	Por determinar	1	0.50
14	Poaceae	*Chusquea* sp.	Por determinar	2	1.00
15	Polygalaceae	*Monnina* sp.	Por determinar	2	1.00
16	Primulaceae	*Myrsine* sp.	Toche colorado	6	2.90
17	Rosaceae	*Hesperomeles pernettyoides* Wedd.	Huanga negra	2	1.00
		Prunus ruiziana Koehne	Layo	5	2.40
18	Rubiaceae	*Cinchona officinalis* L.	Quina	66	31.90
		Palicourea sp.	Café de monte	5	2.40
19	Sabiaceae	*Meliosma* sp.	Choloquillo	1	0.50
20	Solanaceae	*Cestrum* sp.	Por determinar	1	0.50
		Salpichroa sp.	Por determinar	1	0.50
		Solanum sp.	Por determinar	1	0.50
21	Symplocaceae	Symplocos sp.	Por determinar	1	0.50
		TOTAL		**207**	**100**

Las familias más representativas son la Chloranthaceae, Lauraceae y la Rubiaceae, siendo la más dominante esta última con un 34.3 %, seguida de la Lauraceae con el 17.4 % y de la Chloranthaceae con una 11.1 %; las familias menos dominantes son Boraginaceae, Piperaceae, Sabiaceae y Symplocaceae con tan solo un 0.5 % (Tabla 68 y Figura 50).

Tabla 68: Representatividad de familias

Familia	N° de individuos	Porcentaje %
Gentianaceae	7	3.4
Primulaceae	3	1.4
Siparunaceae	7	3.4
Asteraceae	8	3.9
Boraginaceae	1	0.5
Brunelliaceae	7	3.4
Chloranthaceae	23	11.1
Clusiaceae	4	1.9
Cyatheaceae	3	1.4
Lauraceae	36	17.4
Melastomataceae	12	5.8
Papaveraceae	2	1.0
Piperaceae	1	0.5
Poaceae	2	1.0
Polygalaceae	2	1.0
Primulaceae	6	2.9
Rosaceae	7	3.4
Rubiaceae	71	34.3
Sabiaceae	1	0.5
Solanaceae	3	1.4
Symplocaceae	1	0.5
Total	**207**	**100**

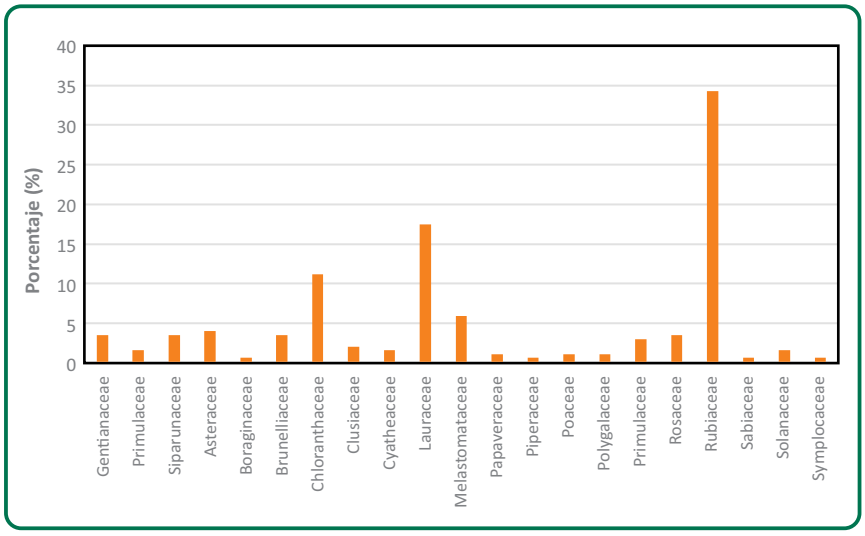


Figura 50: Representatividad de familias

5.3.2. CATEGORÍAS DE REGENERACIÓN NATURAL

En la Tabla 69, se muestra que la categoría de regeneración natural brinzales es la que mayor número presenta con 95 individuos, (45.89 %), siendo la *Cinchona officinalis* la especie con mayor presencia de 51.58 % (49 individuos); seguida por latízales con 71 individuos (39.30 %), con la *Nectandra* sp.1 con un 29.58 % (21 individuos); fustales con 30 individuos (14.49 %), representado por *Cinchona officinalis* con un 40 % (12 individuos) y finalmente maduros con 11 individuos (5.31 %), la especie antes mencionada tiene un 45.45 % (5 individuos).


192


193


194

Fotos 192-194: Brinzales



Foto 195: Latizal



Foto 196: Fustal



Foto 197: Maduro

Tabla 69: Número de individuos por categoría de regeneración

Nombre científico	Nombre común	Categoría de regeneración							
		Brinzal		Latizal		Fustal		Maduro	
		N°	%	N°	%	N°	%	N°	%
Macrocarpaea sp.	Cascarilla blanca	3	3	4	6	-	-	-	-
Myrsine coriacea	Por determinar	2	2	1	1	-	-	-	-
Siparuna muricata	Añasquero	1	1	5	7	-	-	-	-
Siparuna tomentosa	Por determinar	1	1	-	-	-	-	-	-
Austroeupatorium inulaefolium	Por determinar	1	1	-	-	-	-	-	-
Baccharis sp.	Chilca	4	4	2	3	-	-	-	-
Liabum sp.	Por determinar	1	1	-	-	-	-	-	-
Tournefortia sp.	Mote mote	-	-	1	1	-	-	-	-
Brunellia sp.	Nogalillo	-	-	-	-	6	20	1	9
Hedyosmum scabrum	Aserilla negra	3	3	5	7	3	10	1	9
Hedyosmum sp.	Aserilla blanca	-	-	11	16	-	-	-	-
Clusia sp.	Lalush	1	1	2	3	1	3	-	-
Cyathea sp.	Chonta	-	-	1	1	2	7	-	-
Nectandra sp.	Roble blanco	1	1	-	-	-	-	-	-
Nectandra sp. 1	Roble amarillo	1	1	21	30	4	13	3	27
Ocotea sp.	Por determinar	-	-	-	-	1	3	-	-
Persea sp. 1	Por determinar	-	-	1	1	-	-	-	-
Lauraceae	Por determinar	4	4	-	-	-	-	-	-
Axinaea sp.	Por determinar	-	-	1	1	-	-	-	-
Miconia sp.	Colpaquero blanco	5	5	2	3	-	-	-	-
Miconia sp. 1	Colpaquero rojo	1	1	2	3	-	-	1	9
Bocconia integrifolia	Zapallo quero	-	-	2	3	-	-	-	-
Piper sp.	Por determinar	1	1	-	-	-	-	-	-
Chusquea sp.	Por determinar	2	2	-	-	-	-	-	-
Monnina sp.	Por determinar	1	1	1	1	-	-	-	-
Myrsine sp.	Toche colorado	2	2	4	6	-	-	-	-
Hesperomeles pernettyoides	Huanga negra	-	-	2	3	-	-	-	-
Prunus ruiziana	Layo	4	4	1	1	-	-	-	-
Cinchona officinalis	Quina	49	52	-	-	12	40	5	46
Palicourea sp.	Café de monte	4	4	1	1	-	-	-	-
Meliosma sp.	Choloquillo	-	-	1	1	-	-	-	-
Cestrum sp.	Por determinar	-	-	-	-	1	3	-	-
Salpichroa sp.	Por determinar	1	1	-	-	-	-	-	-
Solanum sp.	Por determinar	1	1	-	-	-	-	-	-
Symplocos sp.	Por determinar	1	1	-	-	-	-	-	-
TOTAL		**95**	**100**	**71**	**100**	**30**	**100**	**11**	**100**

En la Tabla 70 se muestra el número de individuos estimados a la ha, siendo de 24 545; distribuyéndose 21 591 en brinzales, 2 582 para latízales, 273 en fustales y 100 para maduros, presentando una "J" invertida, como se puede observar en la Figura 51. Indicándonos que conforme crecen los individuos van a estar representado con un menor número, existiendo una alta tasa de germinación, pero sobreviven los individuos más resistentes y con mayor capacidad de adaptación. De forma general se puede observar que los bosques relictos estudiados tienen la capacidad de auto regenerarse, pues existe una alta concentración de brinzales con reducción acentuada para las otras categorías, estos individuos jóvenes irán a suceder a los maduros. Haciendo un análisis más profundo,

de las 35 especies identificadas no todas se encuentran distribuidas en todas las categorías, a excepción de la *Nectandra* sp.1; en las categorías de latízales, fustales y maduros se aprecia un nulo o reducido número de individuos de la mayoría de las especies, esto debido a factores antrópicos como tala indiscriminada de las especies arbóreas, incremento de frontera agrícola y actividad ganadera (Foto 198), y debido a la alteración que sufre el proceso de sucesión, pues los brinzales son extraídos por pobladores para su venta (Tabla 70 y Figura 51).



Foto 198: Actividad pecuaria que pone en riesgo la regeneración natural

Tabla 70: Número de individuos por ha y categorías de regeneración natural

Categorías de regeneración	N° individuos /parcela		N° individuos /ha
	Evaluado	Estimado	
Brinzal	95	2375	21591
Latizal	71	284	2582
Fustal	30	30	273
Maduro	11	11	100
Total	**207**	**2700**	**24545**

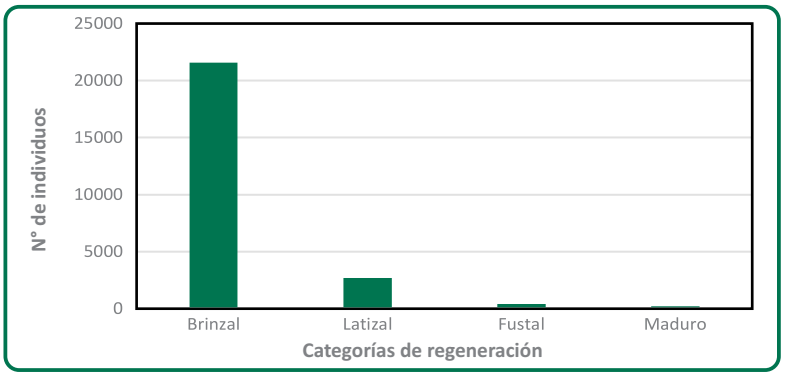


Figura 51: Evaluación de categorías de generación

Cociente de mezcla (CM): El cociente de mezcla da un valor de 1:5.9, indicando que por cada especie encontrada se presentan de 5 a 6 individuos en el bosque, observándose que estos bosques relictos tienen una proporción de mezcla sin mucha heterogeneidad o son homogéneos.

Índice de Shannon-Weaver: El valor obtenido es de 2.68, reflejando que el bosque es relativamente homogéneo, con un grado de incertidumbre bajo. Indicándonos que al tomar al azar un individuo se tendrá un grado de certeza mayor que la especie a seleccionar aleatoriamente corresponda a la más abundante en el bosque.

5.3.3. CARACTERIZACIÓN ESTRUCTURAL

Se realizó la evaluación de la estructura horizontal y vertical del bosque, donde se analizó la abundancia, dominancia, frecuencia, área basal, distribuciones diamétricas y la posición sociológica de los árboles.

5.3.3.1. ESTRUCTURA HORIZONTAL

Existen 41 individuos que superaron los 10 cm de DAP (fustales y maduros), correspondiendo sólo a 9 especies de las 35 identificadas, representando el 25 % del total, a las que se les realizó el cálculo de abundancia, dominancia, frecuencia, área basal y distribuciones diamétricas.

Según lo observado en la Tabla 71 y Figura 52 la especie más abundante es la *Cinchona officinalis* con 17 individuos que representa el 41.50 % del total evaluados, seguida por *Nectandra* sp. 1 y *Brunellia* sp., con 7 ejemplares cada una, representando el 17.10 %; y las menos abundante son *Cestrum* sp., *Clusia* sp., *Miconia* sp. 1 y *Ocotea* sp., con 1 individuo por especie (2.4 %).

Las especies más dominantes (Tabla 71 y Figura 53), son la *Cinchona officinalis* con un 52.66 % y la *Nectandra* sp. *1* con un 18.88 %, y las menos dominantes son la *Ocotea* sp. y *Clusia* sp., con un 1.09 y 1.40 % respectivamente. Las especies con más frecuencias son la *Cinchona officinalis* y *Nectandra* sp. 1; y las menos frecuentes son *Cestrum* sp., *Clusia* sp., *Cyathea* sp., *Miconia* sp. 1, Ocotea sp., con un 4.5 % cada una; lo que nos indica que las especies no se distribuyen de forma uniforme en el bosque (Tabla 71 y Figura 54), esto debido probablemente a factores ambientales y antrópicos.

Tabla 71: Estructura horizontal de especies mayores a 10 cm

N°	Especie	Abundancia		Dominancia		Frecuencia	
		Absoluta	Relativa %	Absoluta	Relativa	Absoluta	Relativa %
1	*Brunellia* sp.	7	17.10	0.16	9.62	0.18	9.10
2	*Cestrum* sp.	1	2.40	0.04	2.38	0.09	4.50
3	*Cinchona officinalis.*	17	41.50	0.86	52.66	0.82	40.90
4	*Clusia* sp.	1	2.410	0.02	1.40	0.09	4.50
5	*Cyathea* sp.	2	4.90	0.03	1.71	0.09	4.50
6	*Hedyosmum scabrum*.	4	9.80	0.15	8.97	0.18	9.10
7	*Miconia* sp. 1	1	2.40	0.05	3.31	0.09	4.50
8	*Nectandra* sp. 1	7	17.10	0.31	18.88	0.36	18.20
9	*Ocotea* sp.	1	2.40	0.02	1.09	0.09	4.50
	TOTAL	**41**	**100.00**	**1.628**	**100.00**	**2**	**100.00**

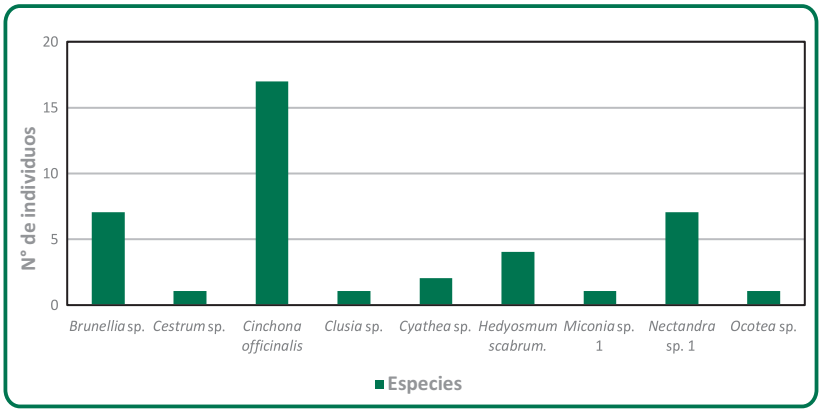


Figura 52: Abundancia de especies

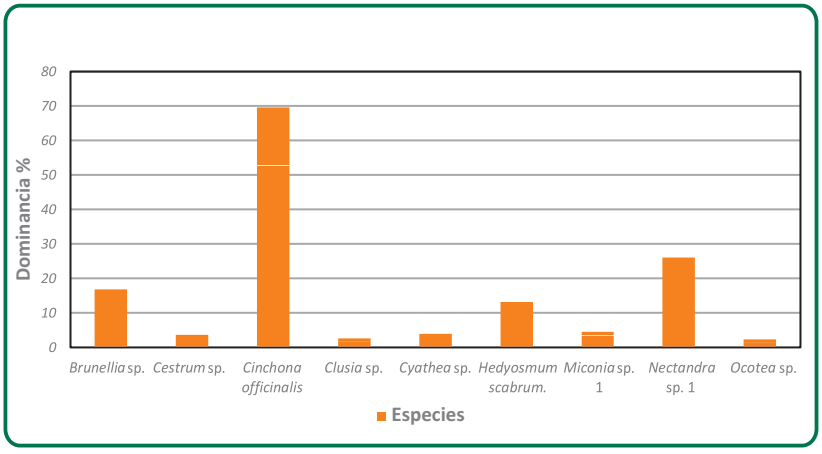


Figura 53: Dominancia de especies

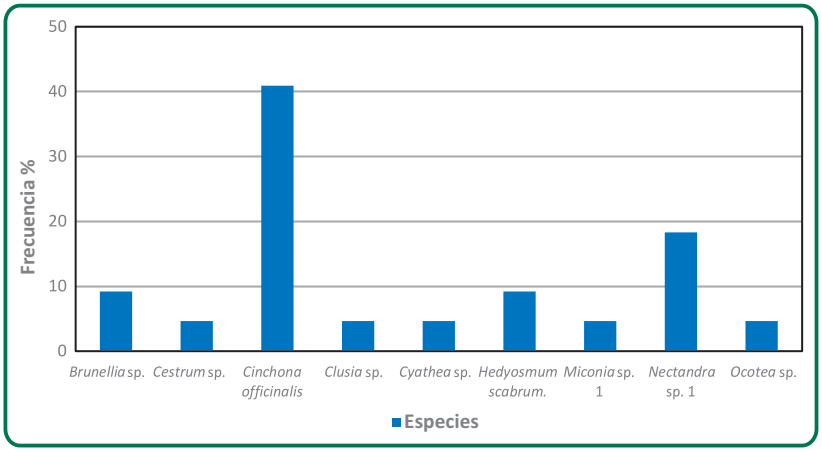


Figura 54: Frecuencia de especies

Área Basal (G): El cálculo se realizó para los 41 individuos que contaron con más de 10 cm de DAP, correspondiente a las categorías de regeneración natural fustales y maduros.

Tabla 72: Área basal de árboles fustales y maduros para 0.11 ha

Nombre Científico	DAP (cm)	Área basal (m^2)/ individuos	Categoría	Área basal (m^2)/categoría
Cestrum sp.	22.2	0.0390	Fustal	
Ocotea sp.	15.0	0.0180	Fustal	
Brunellia sp.	10.8	0.0090	Fustal	
Brunellia sp.	12.9	0.0130	Fustal	
Brunellia sp.	13.2	0.0140	Fustal	
Brunellia sp.	13.5	0.0140	Fustal	
Nectandra sp. 1	11.4	0.0100	Fustal	
Brunellia sp.	17.2	0.0230	Fustal	
Hedyosmum scabrum	16.8	0.0220	Fustal	
Cinchona officinalis	10.3	0.0080	Fustal	
Brunellia sp.	19.3	0.0290	Fustal	
Hedyosmum scabrum	15.3	0.0180	Fustal	
Cyathea sp.	10.5	0.0090	Fustal	
Cyathea sp.	15.6	0.0190	Fustal	
Clusia sp.	17.0	0.0230	Fustal	
Cinchona officinalis	18.9	0.0280	Fustal	0.5980
Cinchona officinalis	19.0	0.0280	Fustal	
Cinchona officinalis	16.4	0.0210	Fustal	
Cinchona officinalis	14.9	0.0170	Fustal	
Cinchona officinalis	20.0	0.0310	Fustal	
Cinchona officinalis	11.9	0.0110	Fustal	
Hedyosmum scabrum	18.7	0.0270	Fustal	
Nectandra sp. 1	21.0	0.0350	Fustal	
Nectandra sp. 1	16.0	0.0200	Fustal	
Cinchona officinalis	17.6	0.0240	Fustal	
Cinchona officinalis	17.6	0.0240	Fustal	
Cinchona officinalis	15.4	0.0190	Fustal	
Cinchona officinalis	11.9	0.0110	Fustal	
Cinchona officinalis	10.5	0.0090	Fustal	
Nectandra sp. 1	17.0	0.0230	Fustal	
Cinchona officinalis	26.0	0.0530	Maduro	
Brunellia sp.	26.2	0.0540	Maduro	
Hedyosmum scabrum	31.5	0.0780	Maduro	
Miconia sp. 1	26.2	0.0540	Maduro	
Cinchona officinalis	38.7	0.1180	Maduro	
Cinchona officinalis	44.2	0.1530	Maduro	1.029
Nectandra sp. 1	28.9	0.0660	Maduro	
Nectandra sp. 1	32.1	0.0810	Maduro	
Nectandra sp. 1	30.5	0.0730	Maduro	
Cinchona officinalis	46.5	0.1700	Maduro	
Cinchona officinalis	40.7	0.1300	Maduro	
Total	**839.3**	**1.6280**	**-**	**1.6280**
Promedio	**20.5**	**0.0400**	-	**0.0400**

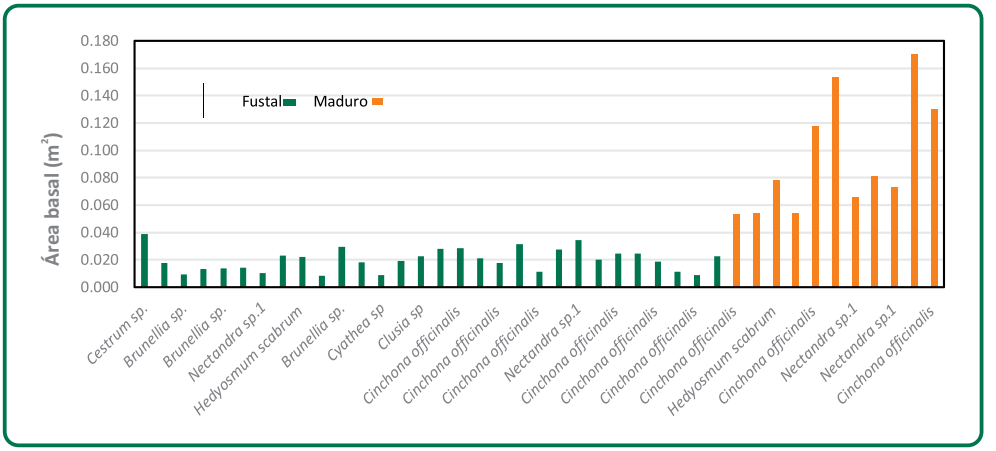


Figura 55: Área basal de árboles maduros en función a categoría de regeneración natural

Se puede observar en la Tabla 72 y Figura 55 que el área basal correspondiente al total de las parcelas evaluadas es de 1.6280 m^2, de los cuales el 0.5980 m^2 corresponde a fustales que representa un 36.75 %, con 8 especies: *Brunellia* sp.*, Cestrum* sp.*, Cinchona officinalis, Clusia* sp.*, Cyathea* sp.*, Hedyosmum scabrum*, *Nectandra* sp. 1 y Ocotea sp.; y los 1.0290 m^2 restantes corresponden a maduros, que representa un 63.25 %, con 5 especies (*Cinchona officinalis, Brunellia* sp.*, Hedyosmum scabrum*, *Miconia* sp. 1 y *Nectandra* sp. 1)

Tabla 73: Área basal en función a superficie

SUPERFICIE (ha)	Área Basal (m^2)
0.11	1.63
1	14.80

En la Tabla 73, se aprecia el cálculo del área basal proyectado a la hectárea, obteniendo 14.80 m^2, para individuos de las categorías de regeneración natural fustales y maduros, representados por especies de valor económico y ecológico como las detalladas en la Tabla 72.

Distribuciones diamétricas: Esta evaluación se hizo para el bosque en estudio y para la *Cinchona officinalis* de forma específica por ser la especie materia de la presente investigación

- **Distribución diamétricas del bosque**: El DAP promedio de los 41 individuos evaluados es de 20.5 cm, observando que 7 individuos presentan los mayores DAPs, estando representados por las especies *Cinchona officinalis* (4 individuos) con un rango de 38.7 a 46.5 cm, seguidos por *Nectandra* sp. 1 (2 individuos) con un rango de 30.5 a 32.1 cm y *Hedyosmum scabrum* (1 individuos) con 31.5 cm, pertenecientes a la categoría maduros. Los individuos que presentan DAP menores son 4 y corresponde a las especies *Cyathea* sp. (1 individuo) con 10.50 cm, seguido de la *Cinchona officinalis* (2 individuos) con un rango de 10.30 a 10.50 cm y *Brunellia* sp. (1 individuos) con 10.8 cm, pertenecientes a los fustales (Tabla 72).

La distribución diamétrica del bosque puede ser expresada mediante el siguiente modelo $Y = e^{6.17216-0.09242X}$, el cual es significativo y presenta un coeficiente de correlación de 0.83, indicándonos que la regresión es buena, en la Tabla 74 y Figura 56 se muestran la frecuencia por clases diamétricas observadas en campo y estimada con el modelo.

Tabla 74: Número de individuos según clase diamétricas para fustales y maduros

Clases diamétricas (cm)			Frecuencia /parcela	Frecuencia estimada/ha	
Límite inferior	Límite superior	Marca de clase		Extrapolada	Regresión
[10	15>	12.5	12	109	151
[15	20>	17.5	16	145	95
[20	25>	22.5	2	18	60
[25	30>	27.5	4	36	38
[30	35>	32.5	3	27	24
[35	40>	37.5	1	9	15
[40	45>	42.5	2	18	9
[45	50]	47.5	1	9	6
	TOTAL		**41**	**373**	**398**

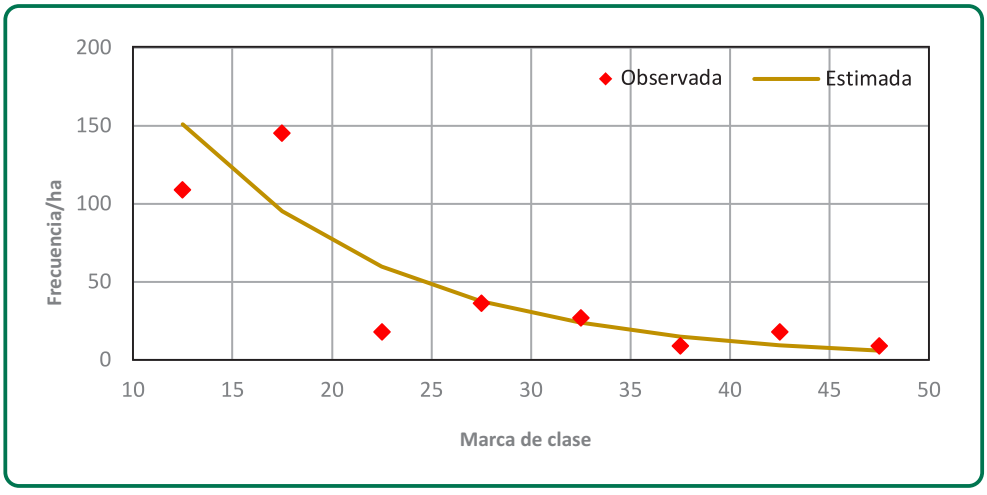


Figura 56: Distribución diamétrica del bosque

Según lo observado en la Tabla 74 y Figura 56, la frecuencia extrapolada para una hectárea presenta 373 individuos, la mayor cantidad de individuos se encuentran concentrados en las 2 primeras clases diamétricas (10 – 15 cm y de 15 – 20 cm), con 109 y 145 respectivamente en cada clase; observando además que conforme van aumentando la marca de clase el número de individuos se va reduciendo, toma la forma de "J" invertida, lo que asegura la permanencia y sucesión de las especies maduras.

- **Distribución diamétrica de la Quina**: Se realizó la evaluación de la distribución diamétrica a 17 individuos de la *Cinchona officinalis*, los mismos que se encuentran en las categorías de regeneración natural fustales y maduros.

El DAP promedio de los 17 individuos es de 22.4 cm, observando que 4 individuos presentan los mayores DAPs con un rango de 38.7 a 46.5 cm, categoría maduros; y los que presentan menores DAPs son 2 con un rango de 10.3 a 10.5 cm, categoría fustales (Tabla 72).

La distribución diamétrica de la Quina puede ser expresada mediante el modelo $Y = e^{5.08144-0.08812X}$,el cual es significativo con un coeficiente de relación de 0.73, lo que indica que la regresión es buena, aunque comparándolo con el obtenido en bosque es relativamente más bajo; en la Tabla 75 y Figura 57 se muestran la frecuencia por clases diamétricas observadas en campo y estimada con el modelo.

Tabla 75: Número de individuos según clase diamétricas para el árbol de la Quina

Clases diamétricas (cm)			Frecuencia /parcela	Frecuencia/ha	
Límite inferior	Límite superior	Marca de clase		Extrapolada	Regresión
[10	15>	12.5	5	45	54
[15	20>	17.5	7	64	34
[20	25>	22.5	0	0	22
[25	30>	27.5	1	9	14
[30	35>	32.5	0	0	9
[35	40>	37.5	1	9	6
[40	45>	42.5	2	18	4
[45	50]	47.5	1	9	2
	TOTAL		**17**	**155**	**146**

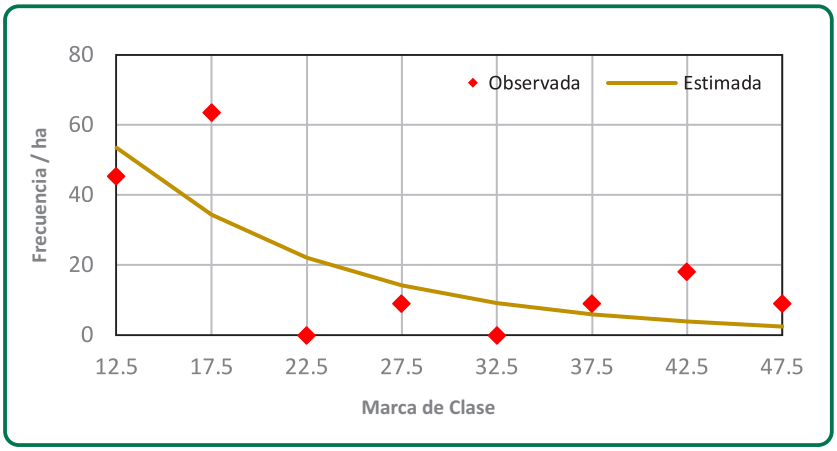


Figura 57: Distribución diamétrica del árbol de la Quina

Según lo observado en la Tabla 75 y Figura 57, la frecuencia extrapolada para una hectárea presentó 155 individuos, la mayor cantidad de individuos se encuentran concentrados en las 2 primeras clases diamétricas (10 – 15 cm y de 15 – 20 cm), con 45 y 64 individuos respectivamente; presentando el mismo comportamiento en distribución diamétricas que el bosque, conforme van aumentando las marcas de clase el número de individuos se va reduciendo y toma la forma de "J" invertida, asegurando la permanencia y sucesión de las especies maduras.

5.3.3.2. ESTRUCTURA VERTICAL

Este análisis sólo se realizó a la *Cinchona officinalis,* ya que es la especie materia de la presente investigación.

Distribución de alturas: En la Tabla 76, se puede apreciar que la altura promedio de los 17 individuos evaluados (Fustales y maduros) es de 10.82 m, observando que la altura mayor es de 18.20 m y la menor de 6.50 m; correspondiendo a individuos del dosel inferior, intermedio y superior.

Tabla 76: Alturas totales de individuos de Quina

Nombre Científico	N° individuos	Altura Total (m)
Cinchona officinalis	1	6.50
	2	7.20
	3	7.25
	4	7.50
	5	8.00
	6	10.00
	7	10.25
	8	10.50
	9	10.50
	10	10.75
	11	10.75
	12	11.00
	13	11.10
	14	13.80
	15	14.10
	16	16.50
	17	18.20
PROMEDIO		**10.82**

En la Tabla 77 y Figura 58 se puede observar que la mayor cantidad de individuos se encuentra concentrada en la segunda clase de alturas [9.5 - 12.5>, con 8 individuos que representa el 47.10 % de total; seguida por la primera clase [6.5 - 9.5> con 5 individuos que representa el 29.41 %. Determinando que conforme van aumentando las marcas de clases de alturas, el número de individuos se va reduciendo; existiendo pocos individuos de Quina que se encuentra en el dosel intermedio y superior, debido a la extracción a los largo de los años de los mejores árboles para el aprovechamiento de su corteza y de su madera para postes (Foto 199).

Tabla 77: Clases de altura de individuos de Quina

Límite inferior	Límite superior	Marca de clase	N° de Individuos	%
[6.5	9.5>	8	5	29.41
[9.5	12.5>	11	8	47.06
[12.5	15.5>	14	2	11.76
[15.5	18.5]	17	2	11.76
TOTAL			**17**	**100**

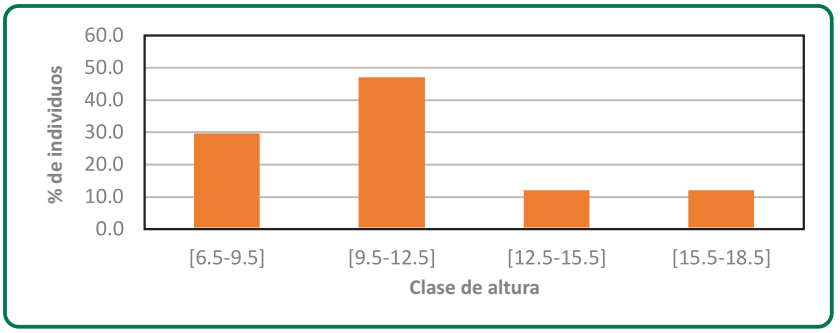


Figura 58: Clases de altura de la Quina



Foto 199: Postes de Quina

5.3.4. CARACTERIZACIÓN ECOLÓGICA

Índice de Valor de Importancia (I.V.I): Como se puede apreciar en la Tabla 78 y en la Figura 58, las especies con mayor I.V.I son la *Cinchona officinalis* con una 45.01 %, seguido de la *Nectandra* sp. 1 con un 18.04 % y la *Brunellia* sp. con un 11.93 %; y las especies con menor índice son *Clusia* sp. y la *Ocotea* sp. con 2.79 y 2.69 % respectivamente.

Tabla 78: Determinación del Índice de valor importancia I.V.I.

Especie	I.V.I %
Cinchona officinalis	45.01
Nectandra sp. 1	18.04
Brunellia sp.	11.93
Hedyosmum scabrum	9.27
Cyathea sp.	3.71
Miconia sp. 1	3.43
Cestrum sp.	3.12
Clusia sp.	2.79
Ocotea sp.	2.69

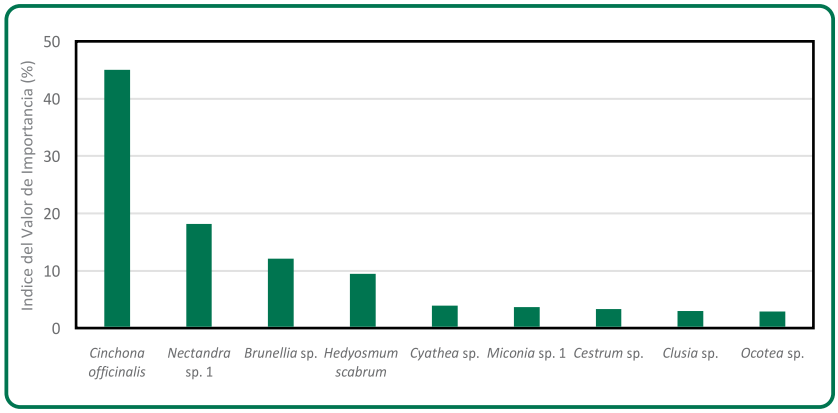


Figura 59: Índice de valor de importancia del bosque

5.3.5. CONDICIÓN SILVICULTURAL

La condición silvicultural de la regeneración natural está en función a la distribución diamétrica y es determinada para los grupos ecológicos comerciales. Son 41 individuos encontrados en las categorías de regeneración natural fustales y maduros con un DAP superior a los 10 cm, se encuentran distribuidos en las clases diamétricas que van desde los 10 a 55 cm de DAP, siendo las especies con mayor número y DAP la *Cinchona officinalis,* con 17 individuos con un rango de 10.5 a 45.5 cm, *Nectandra* sp. 1 y *Brunellia* sp. con 7 individuos cada una con un DAP de 10.8 a 26.2 cm y de 11.4 – 32.1 cm respectivamente. Observando especies esciófitas a parcialmente esciófitas como el caso de la *Cinchona officinalis* y heliófilas como la *Nectandra* sp. *1*, siendo un ecosistema altamente sometido a presión antrópica y sin ningún tipo de manejo.

5.3.6. REGENERACIÓN NATURAL

El bosque está conformado por 35 especies identificadas, siendo las más representativas la *Cinchona officinalis* y la *Nectandra* sp. 1 con 31.9 % y 14 % respectivamente y distribuidas en 21 familias siendo las más dominantes la Rubiaceae con un 34.3 %, seguida de la Lauraceae con el 17.4 % y de la Chloranthaceae con una 11.1 %.

La regeneración natural del bosque presenta una distribución normal "J" invertida en sus diferentes categorías, siendo los brinzales la que presenta un mayor número de individuos, seguida por latizales, fustales y maduros; indicándonos que el proceso sucesional se desarrolla de forma relativamente normal. Se debe considerar que esta regeneración se está viendo afectada, pues al observar el número de brinzales en función al número de las siguientes categorías la disminución es considerable, esto debido probablemente a factores antrópicos, debido a la fuerte presión que sufren los brinzales por su extracción para venta, evidenciándose de forma más acentuada en la formación vegetal de bosques intervenidos; de las especies identificadas, no todas se encuentran representadas en las 4 categorías de regeneración natural como es el caso de la *Cinchona officinalis* que no se

encontraron latízales. El 25 % de especies encontradas presentan individuos mayores de 10 cm de DAP correspondiendo a fustales y maduros.

La *Cinchona officinalis,* a nivel de brinzales se ha encontrado que se desarrolla en zonas tipo taludes al contorno o dentro de los bosques relictos, por debajo de la vegetación herbácea y arbustivas, debido a que es una especie esciófita y necesita de ciertas condiciones para germinar y desarrollar en sus primeras etapas, aunque también se han encontrado brinzales de aproximadamente 20 cm de altura en áreas despejadas expuestas de forma directa al sol.

La *Cinchona officinalis*, es la especie con mayor I.V.I con un 45.01 %, presentando los mayores diámetros con 46.5 cm de DAP y de hasta 18.20 m de altura, con capacidad de rebrote (Foto 200); se enfatiza que a pesar de que el bosque presenta una distribución normal en su regeneración natural, este se está viendo afectado directamente por factores antrópicos, con la extracción de brinzales, incremento de la frontera agrícola, actividad pecuaria y la tala indiscriminada de individuos comerciales, que afecta la presencia de estos individuos. Si no es controlado se corre el riesgo no sólo de afectar la intensidad y dinámica del bosque, sino de perder estos ecosistemas.

Esta especie es afectada por diferentes insectos fitófagos, a nivel de hojas, flores, frutos, corteza, con daño ligero pues no ocasionan la muerte de los individuos, estando aún pendiente una investigación a mayor profundidad; es también altamente parasitada por plantas epifitas.









Foto 200: Capacidad de rebrote de la Quina
Foto 201: Presencia de microlepidopteros minadores en hoja del árbol de la Quina
Foto 202 y 203: Presencia de *Parandra* sp. (Cerambycidae - Coleoptera)

















Foto 204: Presencia de signo minación en hoja del árbol de la Quina
Foto 205: Presencia de agallas en hoja del árbol de la Quina, ocasionado por *Nueroterus* sp. (Cynipidae – Hymenoptera)
Foto 206: Ataque de larva de polilla en fruto inmaduro del árbol de la Quina (Pyralidae – Lepidoptera)
Foto 207: Presencia de larva en hoja del árbol de la Quina (Sphingidae – Lepidoptera)
Foto 208: Presencia de *Empoasca sp*. en hoja del árbol de la Quina. (Cicadellidae – Hemiptera)
Foto 209: Presencia de defoliador *Gonipterus* sp. (Curculionidae – Coleoptera)
Foto 210: Presencia de psílidos (Liviidae – Hemiptera)
Foto 211: Árbol de Quina con presencia de epífitas.



Recurso agua en bosques naturales de la especie *Cinchona officinalis* L.

CAPÍTULO VI

6.1. MARCO TEÓRICO

- **Cuenca hidrográfica:** Según Estelí (2002), la cuenca hidrográfica se define como la unidad territorial natural que capta la precipitación; y es por donde transita el escurrimiento hasta un punto de salida en el cauce principal, siendo una área delimitada por una divisoria topográfica denominada parte – agua que drena a un cauce común. Para Tapia (1997) una cuenca debe poseer condiciones físicas, biológicas, económicas, sociales y culturales que le confieren características particulares a cada una para considerarlas como unidades de planificación.

  Según la FAO (s.f), la cuenca hidrográfica es una unidad territorial formada por un río con sus afluentes y por un área colectora de las aguas. En la cuenca están contenidos los recursos naturales básicos para múltiples actividades humanas, como agua, suelo, vegetación y fauna. Todos ellos mantienen una continua y particular interacción con los aprovechamientos y desarrollos productivos del hombre. Para el estudio de la cuenca es necesario dividirla en unidades más pequeñas: la subcuenca y la microcuenca, esta última es toda un área en la que su drenaje va ir a un cauce principal de una subcuenca (Estelí 2002).

- **Microcuenca:** Se define como áreas donde se originan quebradas y riachuelos que drenan de las laderas y pendientes altas, constituyendose como las unidades adecuadas para la planificación de acciones para su manejo (Estelí 2002). La FAO (s.f.), considera una microcuenca cuando su dimensionamiento comprende un área de 250 a 350 ha y una población entre 50 y 70 familias, mientras que Vásquez *et al*. (2016), consideran como microcuenca aquella que presenta un dimensionamiento menor a 50 ha.

- **Recurso hídrico:** El agua representa el único medio por el cual las grandes crisis globales (alimentaria, energética, sanitaria, económica, así como el cambio climático) se pueden abordar conjuntamente. La demanda del agua es cada vez mayor al mismo tiempo que el cambio climático representa una posible amenaza para su disponibilidad, a la vez que esta tiene su origen en estas cuatro fuentes principales: agricultura, producción de energía, usos industriales y consumo humano (UNESCO 2016).

- **Caudal:** Según Fattorelli y Fernández (2011), el caudal es la variable más importante en un estudio hidrológico, la cuantificación del caudal se da a partir de una sección transversal y está en función de nivel de corriente, velocidad y área de la sección. Chow *et al*. (1994) señalan que el caudal de un río se calcula dividiendo el ancho de un río en secciones (i=1,2….n) en intervalos regulares W_i, tomando mediciones de velocidad V_i(usando correntómetro) y profundidad d_i (se mide la profundidad del agua utilizando una barra calibrada desde la superficie hasta el lecho del río).

  Medición de caudales: Según Rojas (2006), la medición de caudales se hace a través del aforo de agua, basados en la determinación del área de la sección transversal y la velocidad. Para

determinar el cálculo de la velocidad se utiliza el método directo del correntómetro y del flotador. El primer método mide la velocidad en un punto dado de la masa de agua, existiendo varios tipos de correntómetro, de hélice grande y pequeña, que se los utiliza dependiendo del caudal a medirse. Para obtener la velocidad se debe medir en dos, tres o más puntos, a diversas profundidades a lo largo de una vertical y a partir de la superficie del agua, las profundidades en las cuales se mide la velocidad es de la altura del tirante del agua, obteniéndose el valor de la velocidad de forma directa.

El método del flotador consiste en el uso de esferas, corchos o trozos, los mismos que flotarán en el cauce del río y nos permitirá obtener una velocidad igual a la real; el cálculo consiste en coger un tramo recto del curso de agua como la siguiente forma: el sitio debe ser un espacio del cauce adecuado que presente características más o menos uniformes o paralelas en sus orillas en una longitud dada, se colocan referenciales para reconocimiento del espacio a medir tanto en el tramo inicial como en el final, se deja caer el flotador y se toma el tiempo que demora este en recorrer esa distancia, realizándose como mínimo tres medidas, posteriormente para el cálculo de la velocidad se aplica la siguiente fórmula:

$$V = \frac{d}{t}$$

Dónde:
V = Velocidad en m/s
d = distancia recorrida en m.
t = tiempo en s

Cálculo del Área (sección transversal): Para Rojas (2006), el área de la sección transversal del río a medir se calcula a través del siguiente procedimiento: se divide en varias subsecciones, las mismas que están en función del caudal que pasa por la sección definida para el aforo, siendo el ancho superior de la sección transversal dividido en tramos iguales, la longitud es igual al ancho superior de la sección transversal dividido por el número de secciones calculadas.

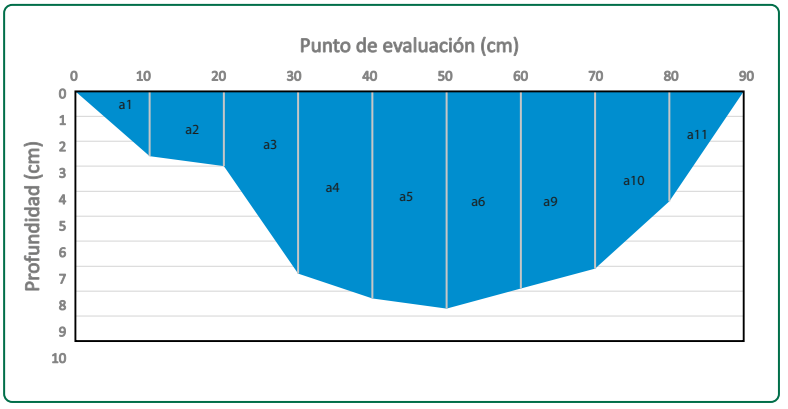


Figura 60: Cálculo del área (sección transversal)

El área de cada subsección se calcula fácilmente considerándolas como un paralelogramo cuya base (ancho del tramo) se multiplica por el promedio de los lados que delimitan dicha área.

$$T = \frac{T_1 + T_2}{2}$$

Dónde:
T = Profundidad media del tramo, expresado en cm.
T_1 = Profundidad del tramo 1, expresado en cm.
T_2 = Profundidad del tramo 2, expresado en cm.

$$T = T * a.$$

Dónde:
A = Área de subsección, expresado en m^2.
T = Profundidad media del tramo, expresado en m.
a = Ancho de la sección, expresado en m.

Luego para determinar el área de la sección transversal, se suman las áreas obtenidas de cada subsección.

$$AT = A_1 + A_2 + A_3 + A_4 + \cdots + A_n$$

Dónde:
AT = Área de la sección transversal, expresado en m^2.
A_{1-n} = Área de cada subsección, expresado en m^2.

Finalmente el cálculo del caudal se hace mediante la aplicación de la siguiente fórmula

$$Q = V \, x \, A$$

Dónde:
Q = Caudal, expresado en m^3/s.
V = Velocidad del agua, en un punto, expresado en m/s.
A = Área de la sección transversal, expresado m^2.

- **Parámetros geomorfológicos de la cuenca:** Según Cardona (s.f), es el estudio cuantitativo de las particularidades físicas de una cuenca hidrográfica, se utiliza para analizar la red de drenaje, las pendientes y la forma de una cuenca a partir del cálculo de valores numéricos. Dentro de este

contexto, es importante señalar que las mediciones deben ser realizadas sobre un mapa con suficiente información hidrográfica y topográfica, menciona además que las características físicas de una cuenca tienen una relación estrecha con el comportamiento de los caudales que transitan por ella.

Área de la cuenca (A): Cardona (s.f), la define como la proyección horizontal de toda la superficie de drenaje de un sistema de escorrentía dirigido directa o indirectamente a un mismo cauce natural, corresponde a la superficie delimitada por la divisoria de aguas de la zona de estudio y se expresa en Km^2. Para Córdova (2015), es la superficie del terreno en las aguas de las precipitaciones que concurren a un mismo punto de evacuación a través de cauces secundarios o quebradas que se unen a un cauce principal.

Perímetro (P): es la longitud de la línea divisoria de aguas y conforma el contorno del área de la cuenca, cuando se compara cuencas de la misma área, este parámetro es útil para diferenciar la forma de la cuenca, si es alargada o redonda Córdova (2015).

Longitud del cauce principal (Lcp): Cardona (s.f), menciona que este parámetro suele coincidir con la longitud del cauce más largo y es un criterio muy representativo de la longitud de una cuenca, puede medirse considerando toda la sinuosidad del cauce o la longitud del eje del mismo.

Ancho de la cuenca (B): Cardona (s.f), indica que es la relación entre el área y la longitud de la cuenca.

Factor de forma de Horton (kf): Para Horton (1945), es la relación entre el área y el cuadrado de la longitud de la cuenca.

$$Kf = \frac{A}{L^2}$$

Dónde:
Kf = Factor de forma.
A = Área de la cuenca Km^2
L = Longitud de la cuenca Km.

Una cuenca con un factor de forma bajo, está menos sujeta a crecientes que una de la misma área y mayor factor de forma. Principalmente, los factores geológicos son los encargados de moldear la fisiografía de una región y la forma que tienen las cuencas hidrográficas. Un valor de Kf superior a la unidad proporciona el grado de achatamiento de ella o de un río principal corto y por consecuencia con tendencia a concentrar el escurrimiento de una lluvia intensa formando fácilmente grandes crecidas.

Coeficiente de compacidad o índice de Gravelius (kc): Según Cardona (s.f), el coeficiente de compacidad compara la forma de la cuenca con la de una circunferencia, cuyo círculo inscrito tiene la misma área de la cuenca en estudio. Se define como la razón entre el perímetro de la cuenca que es la misma longitud del parteaguas o divisoria que la encierra y el perímetro de la circunferencia. Este coeficiente tiene por definición un valor de 1 para cuencas imaginarias de forma exactamente circular y nunca los valores serán inferiores a este. El grado de aproximación de este índice a la unidad indica la tendencia a concentrar fuertes volúmenes de aguas de escurrimiento; siendo la cuenca más susceptible a grandes concentraciones e inundaciones.

$$kc = 0.282 \frac{P}{\sqrt{A}}$$

Donde:
kc = Coeficiente de capacidad.
P = Perímetro Km.
A = Área de la cuenca Km^2.

Se han establecido tres categorías para la clasificación de acuerdo con este parámetro:

Tabla 79: Formas de la cuenca de acuerdo al Índice de compacidad

Clase de forma	Índice de compacidad	Forma de la cuenca
Clase I	1.0 a 1.25	Casi redonda a oval- redonda
Clase II	1.26 a 1.50	Oval- Redonda a oval oblonga
Clase III	1.51 a más de 2	Oval - oblonga a rectangular - oblonga

Densidad de drenaje: Para Córdova (2015), una de las mayores influencias en un sistema fluvial es la densidad de la red de drenaje y está definida como la distancia de todos los canales dentro de la cuenca dividida por el total del área de la cuenca. Este parámetro indica la relación entre la longitud total de los cursos de agua irregulares y regulares de la cuenca con la superficie total de la misma y es muy representativo respecto de la topografía de la cuenca en los estudios. Valores mínimos de esta relación están asociados a regiones con materiales de suelo poco erosionables, baja cubierta de vegetación y pendientes planas. Mientras que, valores altos refieren a que las precipitaciones intervienen rápidamente sobre las descargas de los ríos, generalmente, estas regiones tienen suelos impermeables y pendientes fuertes.

$$Dd = \frac{Lc}{A}$$

Donde:
Dc = Densidad de drenaje.
Lc = Longitud de caudales en Km.
A = Área de la cuenca Km^2.

Tabla 80: Rangos de densidad de drenaje.

Densidad de drenaje (valores aproximados)	Clases
0.1 a 1.8	Baja
1.9 a 3.6	Moderada
3.7 a 5.6	Alta

Orden de los cauces: Según Cardona (s.f), es una clasificación que proporciona el grado de bifurcación dentro de la cuenca, el método más usado es el de Horton y se fundamenta en los siguientes criterio las corrientes: de primer orden son portadoras de agua de nacimientos y que no tienen afluentes, la unión de dos de ellas generan una corriente de orden 2 y cuando se une con otra de orden mayor, se conserva el orden mayor y dos órdenes de la misma categoría forman una superior.

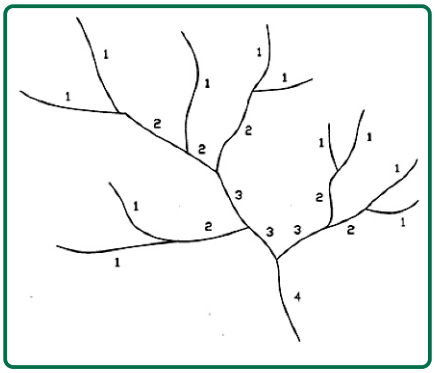


Figura 61: Morfometría de una cuenca – Orden de cauces

- **Coeficiente de relieve:** Es aquel que resulta de dividir la diferencia de elevación de la cuenca entre la longitud axial, a mayor coeficiente de relieve, mayor producción de sedimentos (Cardona s.f).

$$Cr = \frac{DEC}{LA}$$

Donde:
Cr = Coeficiente de relieve.
DEC = Diferencia de elevación de la cuenca.
LA = Longitud axial en Km.

- **Cobertura Vegetal:** La cobertura está referida a aquellos cuerpos naturales, o artificiales que cubren la superficie del suelo, por lo tanto pueden originarse de ambientes naturales, como resultado de la sucesión ecológica (bosques, sabanas lagunas, etc.) o a partir de ambientes artificiales, creados y mantenidos por el hombre (FAO 1999).

  La cobertura vegetal, es la medida de la superficie cubierta por una planta o un tipo de vegetación. Así mismo, la vegetación se define como el tapiz vegetal de un país, o de una región

geográfica. La predominancia de formas biológicas, tales como árboles, arbustos o hierbas, sin tomar en consideración su posición taxonómica que conduce a distinguir diferentes tipos de vegetación: bosque, matorral y pradera (Ñique 2006).

- **Imágenes Satelitales:** Las imágenes obtenidas por los satélites de teledetección ofrecen una perspectiva única de la tierra, sus recursos y el impacto que sobre ella ejercen los seres humanos. La teledetección por satélite ha demostrado ser una fuente rentable de valiosa información para numerosas aplicaciones, entre las que cabe citar la planificación urbana, vigilancia del medio ambiente, gestión de cultivos, prospección petrolífera, exploración minera, desarrollo de mercados, localización de bienes raíces y muchas otras. Ofrecen una visión global de objetos y detalles de la superficie terrestre y facilitan la comprensión de las relaciones entre ellos que pueden no verse claramente cuando se observan a ras de tierra. Las imágenes de satélite muestran, literalmente, mucho más de lo que el ojo humano puede observar, al desvelar detalles ocultos que de otra forma estarían fuera de su alcance (SRGIS 2005).

  I**nterpretación de imágenes de satélite:** Lillesad y Kiefer (1987), manifiestan que las imágenes de satélite pueden interpretarse mediante un análisis visual o en forma digital. Las técnicas de interpretación visual, sirven para evaluar cualitativamente patrones espectrales en la imagen, diferenciando tonalidades, texturas, formas y otras características. El análisis digital se aplica cuando los patrones espectrales contienen mucha información, el procesamiento digital de imágenes comprende la manipulación y clasificación, con ayuda de un computador.

6.2. METODOLOGÍA

Para la determinación del recurso agua donde existen individuos de la *Cinchona officinalis*, se aplicó una metodología básica, cuantitativa, descriptiva, no experimental, comparativa e interpretativa la misma que se realizó en campo y en gabinete. Las actividades realizadas fueron:

- **Delimitación de las microcuencas**: Se procedió a delimitar las microcuencas en función a la ubicación de los individuos de la *Cinchona officinalis*, evaluados y de las quebradas principales de la zona en estudio, el mismo que se hizo mediante la georreferenciación usando un GPS Garmin, en el sistema de coordenadas UTM. El procesamiento y análisis de información se hizo mediante el software de información geográfica ARC GIS versión 10.5 y el uso de la carta nacional curvas a nivel a 100 m.

- **Ubicación de las microcuencas:** Usando los shapefile disponibles de la página del MINEDU y ANA de las cuencas hidrográficas del Perú, se determinó la ubicación geográfica de las microcuencas y se procedió a generar sus mapas de ubicación y localización. El procesamiento se hizo mediante el software de información geográfica ARC GIS versión 10.5.

- **Identificación de cuerpos de agua:** Con la ayuda del Shapefile de la red hidrológica, generada por la ZEE del Gobierno Regional de Cajamarca, se hizo la identificación de los cuerpos de agua (quebradas), los que se georeferenciaron y procesaron en el software de información geográfica ARC GIS 10.5, generándose el mapa respectivo.

- **Medición de caudales:** Se siguió la metodología estipulada en la revisión bibliográfica, las evaluaciones se realizaron de forma permanente y mensual por el lapso de 15 meses consecutivos, que abarcaron dos épocas de sequía y lluvia. En la medición del caudal, primero se calculó la velocidad, esto a través de la aplicación de métodos directos utilizando correntómetro y flotadores para seguidamente realizar el cálculo del área de la sección transversal y finalmente el cálculo del caudal.

  Para el aforo de los cuerpos de agua con caudales abundantes se utilizó un correntómetro, ya que es necesario que exista suficiente cantidad de agua que haga girar las hélices (propulsor) y se pueda registrar la velocidad. El correntómetro utilizado fue de marca Global Water Flow Probe, modelo FP 111, altamente preciso; este instrumento consta de una sonda de velocidad del agua y de un propulsor que junto con un mango de sonda telescópica determina la velocidad en una pantalla LCD de forma directa. El otro método utilizado fue los flotadores, utilizándose para cuerpos con poca cantidad de agua con una distancia conocida.



Foto 112: Aforo con correntómetro

Cuando se realizó el aforo con el correntómetro se midió la velocidad en el punto medio del cuerpo del agua, realizando 6 tomas de 30 segundos cada uno. Para el caso del método de los flotadores se utilizó esferas de tecnoport de 2.5 cm de diámetro y una distancia conocida; evaluándose el tiempo en que estas demoran en recorrer esta distancia, realizándose el mismo número de mediciones. El área de las sección transversal fue determinada midiendo la profundidad del cuerpo de agua a distancias conocidas, para esta investigación se definió en 10 cm, utilizando una wincha de 5 m y una regla metálica de 0.50 m.



Foto 113: Medición de longitud de la sección transversal y profundidad en cuerpo de agua identificado

Los datos obtenidos en los aforos fueron registrados en el formato N° 3: "Evaluación de datos hidrológicos en el ámbito de ejecución del proyecto", datos que posteriormente fueron procesados en el programa Excel para el cálculo del volumen de agua de cada quebrada.

Formato 4: Evaluación de datos hidrológicos del ámbito de ejecución del proyecto

Localización: Centro poblado :
Distrito :
Provincia :
Departamento :
Evaluadores:
Fecha de evaluación: / /

Sistema de coordenadas: Este: Norte: Altitud:

Nombre/Código del cuerpo de agua
Longitud de la sección trasversal del cuerpo de agua. . . . . **m**
Distanciamiento entre mediciones de profundidad. . . . . **cm**

Sección trasversal (cm)			
n°	profundidad	n°	profundidad
1		11	
2		12	
3		13	
4		14	
5		15	
6		16	
7		17	
8		18	
9		19	
10		20	

Velocidad (M/S)			
n°	Promedio	Mínima	Máxima
1			
2			
3			
4			
5			
6			

- **Determinación de parámetros morfológicos de las microcuencas:** Para realizar los cálculos de los diferentes parámetros morfológicos de las microcuencas en estudio se utilizó el programa Arc Gis 10.5 y la aplicación de los diferentes conceptos y fórmulas indicadas en el marco conceptual.

- **Cobertura vegetal:** La evaluación de la cobertura vegetal, se realizó en dos fases, una de campo y otra de gabinete. En la primera se hizo el reconocimiento y la identificación de formaciones vegetales que conforman la cobertura vegetal, luego se procedió a la toma de puntos de control, esto se realizó con la ayuda de un GPS marca Garmin, modelo Oregón 750, procediendo posteriormente a la identificación de las especies que conforman cada formación vegetal.

En gabinete se determinó el tipo de cobertura vegetal y la extensión de cada formación vegetal, haciendo uso del software QGIS versión 2.18, mediante el procesamiento e interpretación de imágenes satelitales Sentinel 2B y el uso de puntos de control (puntos GPS tomados a los diferentes tipos de cobertura), mediante la clasificación supervisada.



Foto 214: Toma de puntos de control para evaluación de cobertura vegetal

- **Datos climatológicos:** Se evaluaron los datos climatológicos, específicamente el parámetro de precipitación con la finalidad de determinar la cantidad de agua que entra en la cuenca. Para esto se utilizó la estación meteorológica portátil Weatherhawk, bajo el mismo procedimiento y metodología que para los demás objetivos estudiados, complementándose con datos obtenidos de NASA (2018) y ANA (2018).



Foto 215: Instalación de estación meteorológica para toma de precipitación

- **Relación precipitación, recurso hídrico y cobertura vegetal:** Con los datos obtenidos se analizó la relación que existe entre la precipitación, el recurso hídrico y la cobertura vegetal.

6.3. RESULTADOS

6.3.1. IDENTIFICACIÓN Y DELIMITACIÓN DE LAS MICROCUENCAS

Se identificaron y delimitaron dos microcuencas por las cuales discurren las aguas de la zona en estudio, siendo para el caso de la zona de estudio que corresponde al C. P. Paraguay la quebrada El Tingo y para el caso del C. P. San Luis, la quebrada denominada Layuran como el cauce principal.

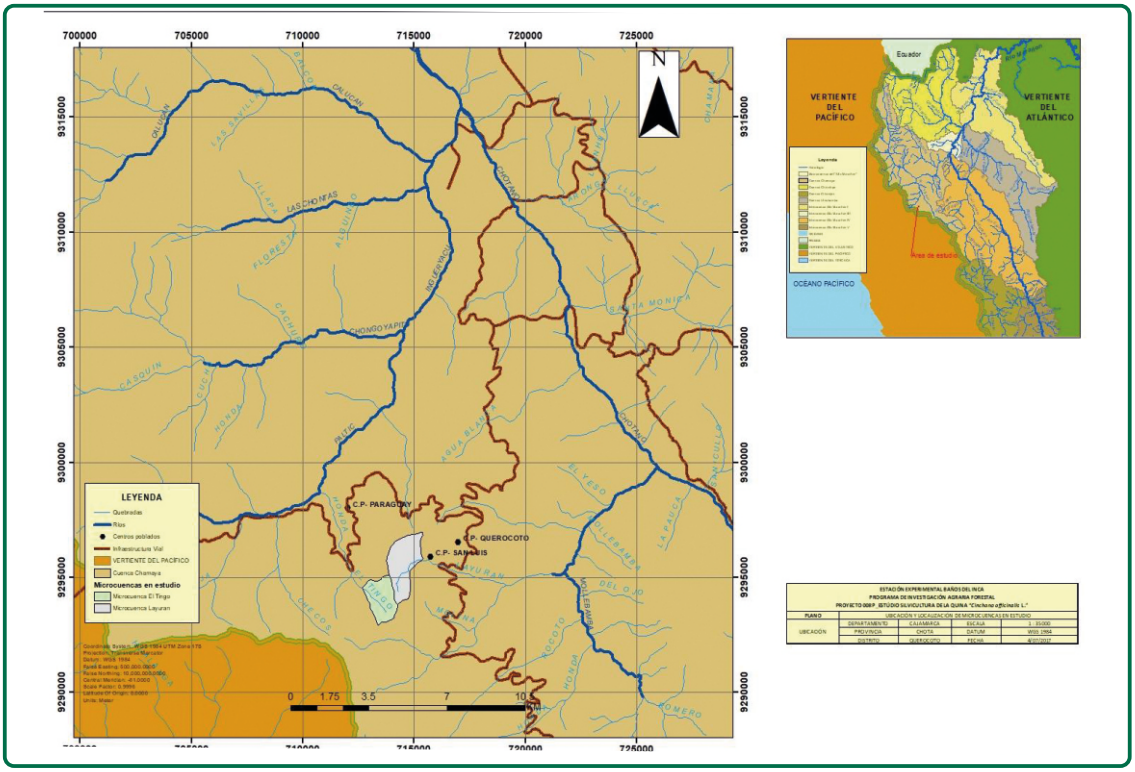


Figura 62: Mapa de ubicación y localización de las microcuencas en estudio

Microcuenca El Tingo y Layuran

- **Ubicación:** Según ANA (2018), las microcuencas del Tingo y Layuran, están ubicadas en la sierra norte del Perú en la parte alta de la vertiente del Atlántico, pertenecen a la Autoridad Administrativa del Agua del Marañón y responde a la siguiente clasificación hidrográfica:

  Unidad Hidrográfica N1: Región Hidrográfica del Amazonas.
  Unidad Hidrográfica N2: Alto Amazonas.
  Unidad Hidrográfica N3: Marañón.
  Unidad Hidrográfica N4: Alto Marañón.
  Unidad Hidrográfica N5: Chamaya.

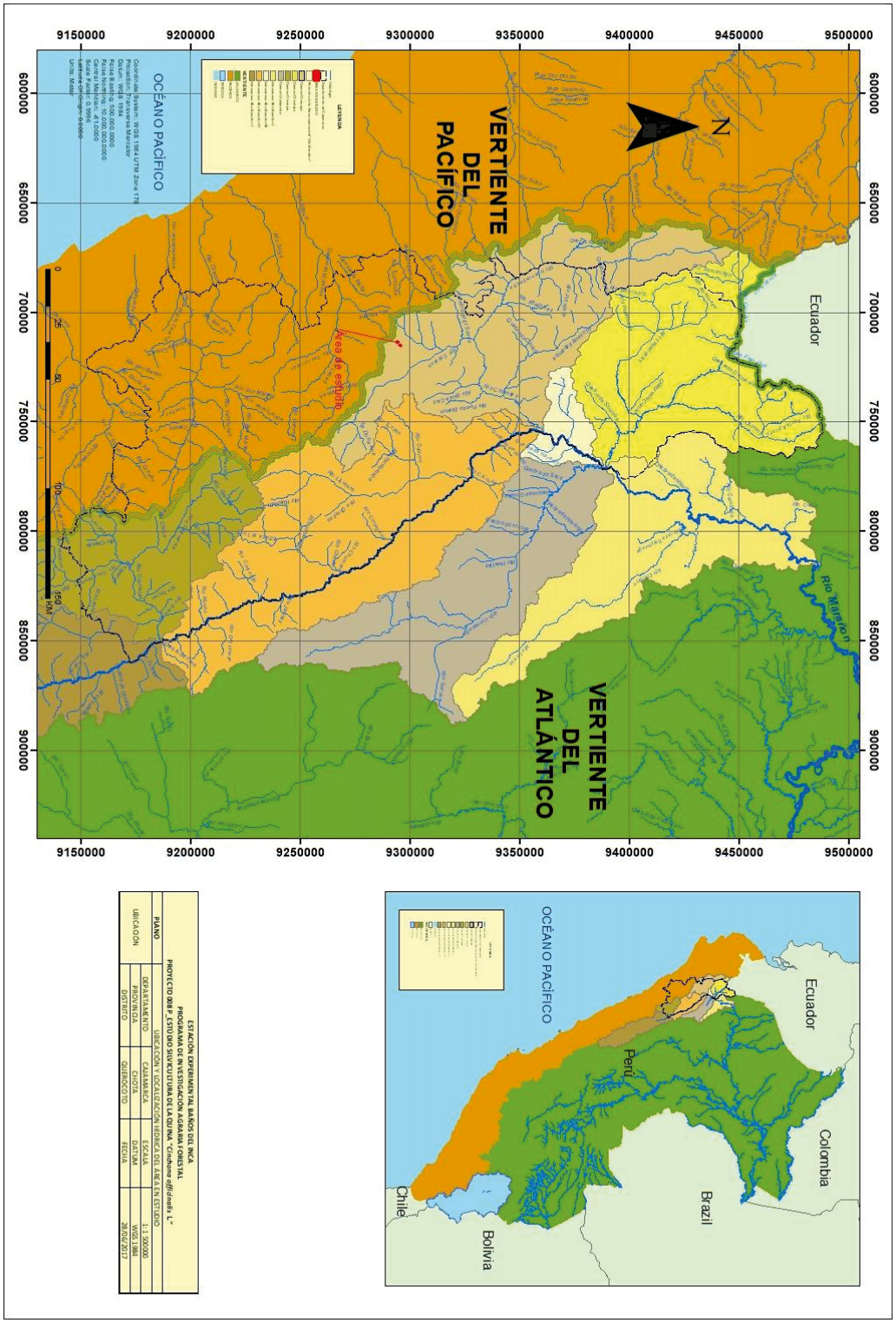


Figura 63: Mapa de ubicación y localización de las microcuenca en función a las vertientes

Se encuentran ubicadas a una distancia de 200 Km aproximadamente al Nor-Oeste de la ciudad de Cajamarca, a una altitud que varía desde los 2531 a los 3150 msnm.

La microcuenca de la quebrada Layuran está en la parte alta de la cuenca del río Chotano y sus aguas desembocan en este, la microcuenca de la quebrada El Tingo también está ubicado en la parte alta de un río secundario no identificado y sus aguas desembocan en la quebrada Honda y luego en el Chotano. Finalmente las aguas de ambas quebradas desembocan en el río Chamaya que posteriormente va al río Marañón y al Océano Atlántico.

El punto de descarga de la microcuenca Layuran se encuentra en las coordenadas UTM: Norte 715368, Este 9295755 a una altitud de 2531 msnm, y de la microcuenca El Tingo en las coordenada UTM: Norte 712709, Este 9294520 y a una altitud 2561 msnm.

6.3.2. IDENTIFICACIÓN DE CUERPOS DE AGUA

Se identificaron 06 cuerpos de agua (P1, P2,…, P6) del total encontrados, siendo estos los más representativos y servirán para estimar el aporte del caudal que hacen al punto de descarga, se hizo la identificación de 02 puntos de descarga (PD – 1 y PD – 2), uno por microcuenca. El cuerpo de agua P5 en conjunto con otros pequeños cuerpos de agua son afluentes del cuerpo de agua P6, se determinó además que los cuerpos de agua de la microcuenca Layuran presentan mayores áreas en la sección transversal que los de la microcuenca el Tingo.

Tabla 81: Cuerpos de agua y puntos de descarga identificados

N° de cuerpo de agua y/o punto de aforo	Nombre	Microcuenca	N° Punto de descarga
1 – P1	El Tingo	El Tingo	PD-1
2 – P2	No identificado		
3 – P3	No identificado		
4 – P4	No identificado		
5 – P5	Layuran	Layuran	PD-2
6 – P6	Layuran		

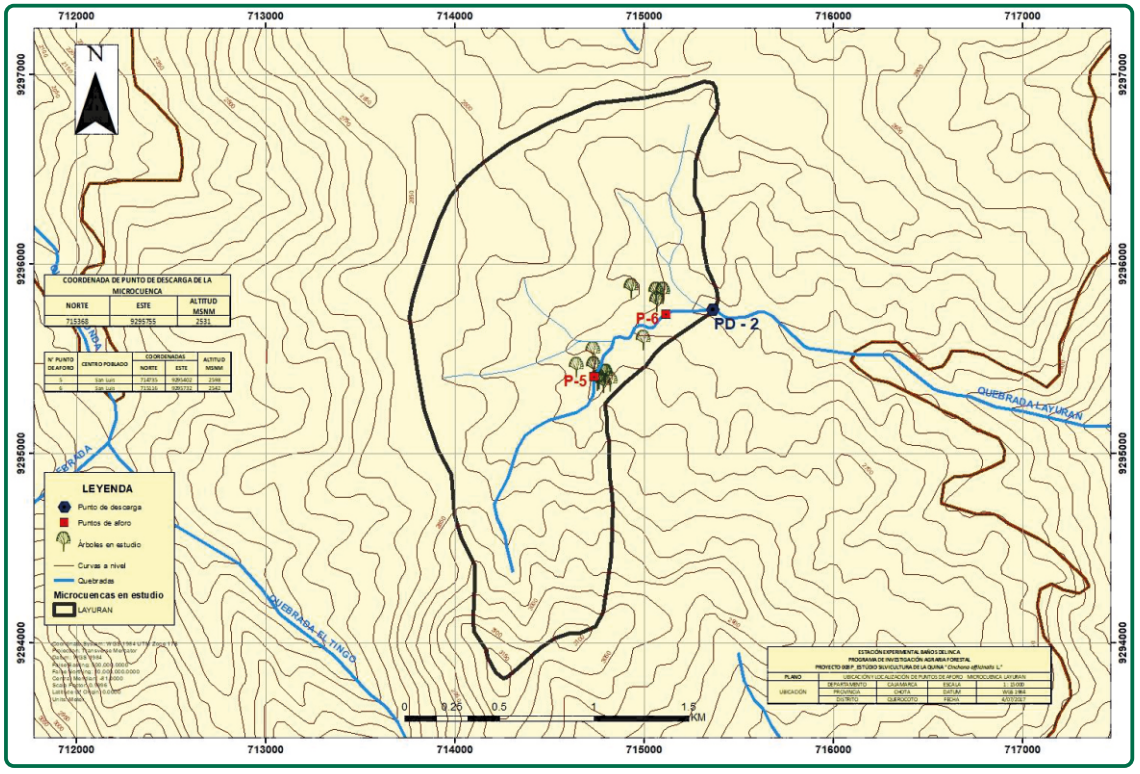


Figura 64: Mapa de ubicación y localización de los cuerpos de agua (puntos de aforo) de la microcuenca Layuran



Foto 216: Cuerpo de agua 4 – microcuenca El Tingo

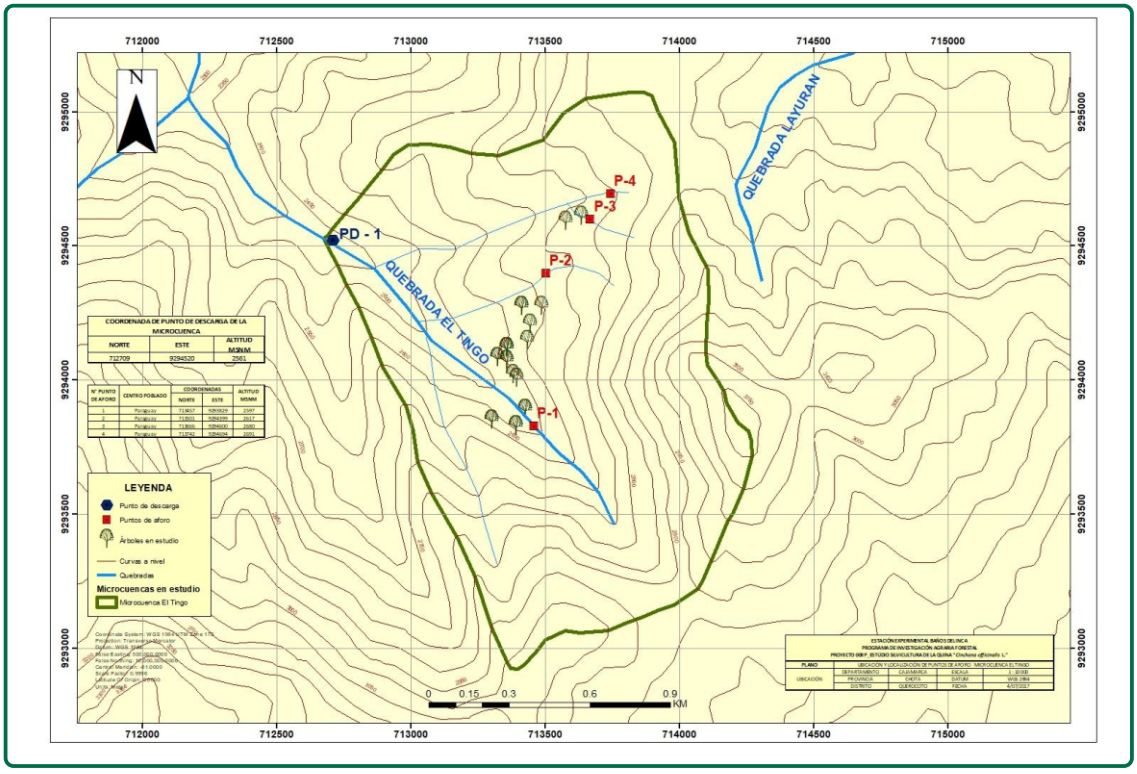


Figura 65: Mapa de ubicación y localización de los cuerpos de agua (puntos de aforo) la microcuenca El Tingo





Foto 217 y 218: Cuerpos de agua 6 y 5 respectivamente – microcuenca Layuran

6.3.3. MEDICIÓN DE CAUDALES

La medición de los caudales se realizó desde el mes de marzo del año 2017 hasta el mes de mayo del 2018, a través del cálculo de la sección transversal y de la velocidad. Para la demostración del procesamiento de los datos se consideró sólo un caso de cómo se realizaron los cálculos en función a cómo se obtuvo la velocidad, para el análisis e interpretación del resultado final se consideró toda la información generada:

Aforo con correntómetro:

- **Cálculo de sección transversal:** Como se aprecia en la Tabla 82 y en la Figura 66, el cuerpo de agua P1, presenta una longitud de 105 cm, lo que permite un seccionamiento de 11 subsecciones (a_1,...a_{11}), la profundidad se evaluó cada 0.10 m, siendo la profundidad máxima de 24 cm y la mínima de 5.2 cm. Se realizó el cálculo del área de cada sub sección y finalmente con la sumatoria de estas se obtuvo el área total de la sección transversal que es de 0.1428 m^2.

Tabla 82: Cálculo del área total de la sección transversal del cuerpo de agua (1° aforo – Cuerpo de agua P1)

Punto de evaluación (cm)	Profundidad		Áreas de la sección transversal del Caudal (At)	
	(cm)	(m)	Código del Área	(m^2)
10	24	0.24	a1	0.012
20	23	0.23	a2	0.0235
30	21	0.21	a3	0.022
40	13	0.13	a4	0.017
50	8.2	0.082	a5	0.0106
60	15.2	0.152	a6	0.0117
70	14.5	0.145	a7	0.0149
80	8.2	0.082	a8	0.0114
90	11.8	0.118	a9	0.01
100	5.2	0.052	a10	0.0085
105	-	-	a11	0.0013
Área Total (AT)				**0.1428**

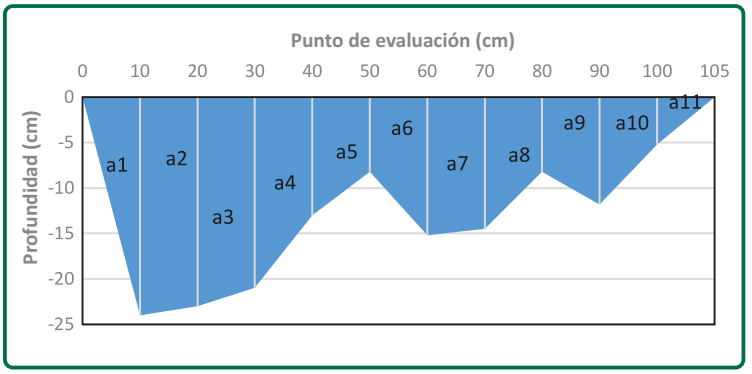


Figura 66: Área de la sección transversal del cuerpo

- **Cálculo de velocidad:** Como se puede apreciar en la Tabla 83, las velocidades obtenidas en el cuerpo de agua P1 en las 6 mediciones realizadas, son de 0.4 m/s, para la máxima, 0.1 m/s la mínima y 0.27 m/s en promedio.

Tabla 83: Cálculo de Velocidad (1° aforo – Cuerpo de agua 01)

Velocidad (m/s)			
N°	Promedio	Mínima	Máxima
1	0.3	0.3	0.4
2	0.3	0.2	0.3
3	0.4	0.3	0.4
4	0.1	0.1	0.4
5	0.2	0.1	0.3
6	0.3	0.2	0.3
Resultado General	**0.27**	**0.1**	**0.4**
	VXG	VMiG	VMaG

VXG: Velocidad Promedio General
VMiG: Velocidad Mínima General
VMaG: Velocidad Máxima General

- **Cálculo del caudal:** Se trabajó con el resultado obtenido del área total (AT) de la Tabla 82 y la velocidad promedio (VXG) de la Tabla 83, obteniendo el siguiente valor:

Tabla 84: Cálculo del Volumen del caudal (1° aforo – Cuerpo de agua P1)

Volumen del caudal	
At x VXG	
(m^3/s)	(l/s)
0.0381	38.1

Como se puede observar en la Tabla 84, el caudal para el cuerpo de agua P1 del primer aforo es de 38.1 l/s, que es equivalente a 0.0381 m^3/s.

Aforo con flotadores:

- **Cálculo de sección transversal:** Se siguió el mismo procedimiento que para el cálculo por el método del correntómetro.

Tabla 85: Cálculo del Área Total de la sección transversal del cuerpo de agua P3 (13° aforo)

Punto de evaluación (cm)	Profundidad		Áreas de la sección transversal del Caudal	
	(cm)	(m)	Código del Área	(m^2)
10.0	2.5	0.025	a1	0.0013
20.0	0	0.000	a2	0.0013
Área total (AT)				**0.0013**

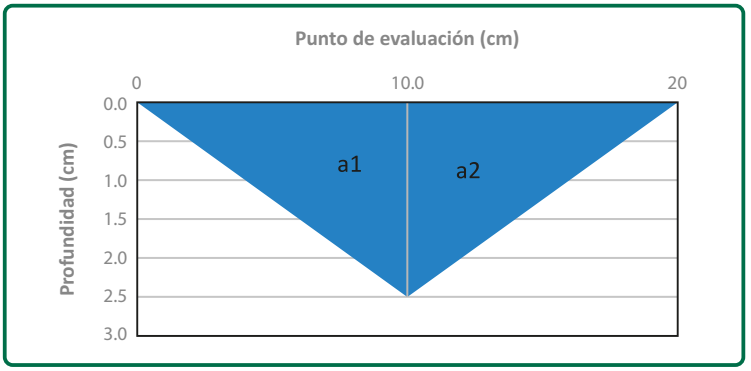


Figura 67: Área de la sección transversal del cuerpo

En la Tabla 85 y Figura 67, se pueden apreciar que la longitud del cuerpo de agua P3 es de 20 cm ó 0.20 m, lo que permitió seccionar a este en 02 subsecciones (a_1 y a_2), la evaluación de la profundidad se realizó cada 0.10 m, obteniendo un área total (AT) de 0.0013 m^2. Se puede apreciar además la forma de la sección transversal de este cuerpo donde el punto medio (0.10 m) es el de mayor profundidad.

- **Cálculo de velocidad:** Se hizo según lo establecido en el marco teórico, determinando el tiempo y la distancia mediante el uso de esferas de tecnoport, los cálculos se realizaron con los promedios obtenidos de la toma realizada.

Tabla 86: Cálculo de Velocidad, cuerpo de agua P3 (13° aforo)

Velocidad (m/s)			
N°	**Tiempo (s)**	**Distancia (m)**	**VG**
1	7.84	1	0.13
2	8.25	1	0.12
3	8.07	1	0.12
4	8.15	1	0.12
5	7.46	1	0.13
6	7.79	1	0.13
Resultado General	**7.93**	**1**	**0.13**
	TG	DG	VG

TG: Tiempo promedio
DG: Distancia promedio
VG: Velocidad promedio

Como se puede apreciar en la Tabla 86 para el cuerpo de agua P3 el tiempo máximo de evaluación fue de 8.25s y el mínimo 7.46s y la distancia de 1 m, obteniendo una velocidad promedio (VG) de 0.13 m/s.

- **Cálculo del caudal:** Este cálculo se determinó con el área total (AT) de la Tabla 85 y la velocidad promedio (VG) de la Tabla 86, obteniendo el siguiente resultado:

Tabla 87: Cálculo del volumen del caudal del cuerpo de agua P3 - 13° aforo

Volumen del caudal At x VXG	
(l/s)	(m^3/s)
0.0002	0.2

Como se puede observar en la Tabla 87, el caudal para el cuerpo de agua P3, en el décimo tercero aforo es de 0.2 m^3/s lo mismo que es equivalente a 0.0002 l/s.

Tabla 88: Caudales de los 6 cuerpos de agua del año 2017

Microcuencas	N° de cuerpo de agua	Volumen de agua (l/s) / mes									
		Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Set.	Oct.	Nov.	Dic.
El Tingo	P1	38.1	19.0	40.3	35.4	10.7	9.3	21.4	18.7	8.9	15.3
	P2	39.9	11.9	15.6	15.8	7.1	3.8	3.6	2.9	3.1	2.7
	P3	1.6	1.4	1.8	1.1	0.4	0.2	0.2	0.2	0.7	0.1
	P4	5.7	2.6	2.5	5.8	1.5	2.3	0.9	0.6	0.5	0.9
Layuran	P5	61.8	55.8	24.2	30.6	27.0	18.0	22.6	15.6	18.9	20.6
	P6	195.4	73.4	138.0	129.3	74.0	50.9	66.4	52.5	30.3	38.9

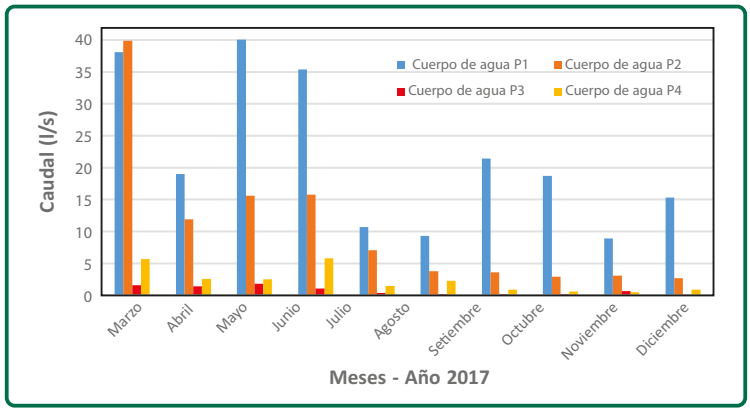


Figura 68: Caudales de los cuerpos de agua de la microcuenca El Tingo del año 2017

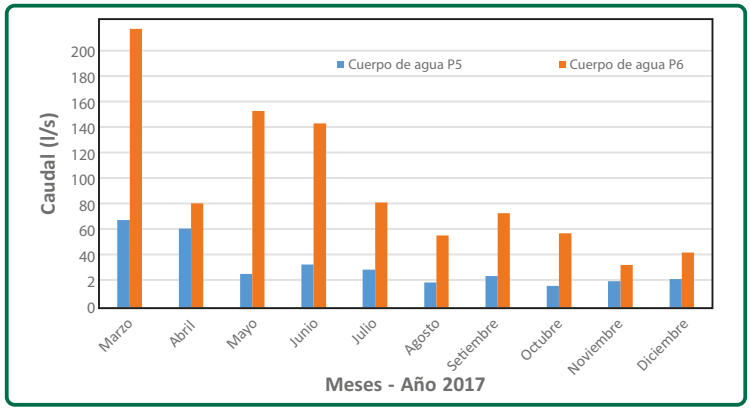


Figura 69. Caudales de los cuerpos de agua de la microcuenca Layuran del año 2017

Como se puede apreciar en la Tabla 88 y en las Figuras 68 y 69, para los 10 meses del año 2017, el caudal de los 6 cuerpos de agua, presentó su registró máximo en los meses de marzo a junio y los meses con los registros más bajos son agosto, noviembre y diciembre. El cuerpo de agua P6, obtuvo los máximos registros en un rango de 30.3 a 195.4 l/s y el cuerpo de agua P3 presentó los registros más bajos 0.1 a 1.8 l/s.

Tabla 89: Caudales de los 6 cuerpos de agua del año 2018

Microcuenca	N° de cuerpo de agua	Volumen de agua (l/s) / mes				
		Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
El Tingo	P1	24.2	30.8	17.9	23.6	50.3
	P2	9.0	4.0	8.3	5.8	14.8
	P3	0.1	0.1	0.2	0.1	0.3
	P4	0.7	1.0	0.4	3.5	5.6
Layuran	P5	21.4	30.6	30.5	29.9	44.0
	P6	53.6	100.7	100.4	65.3	84.3

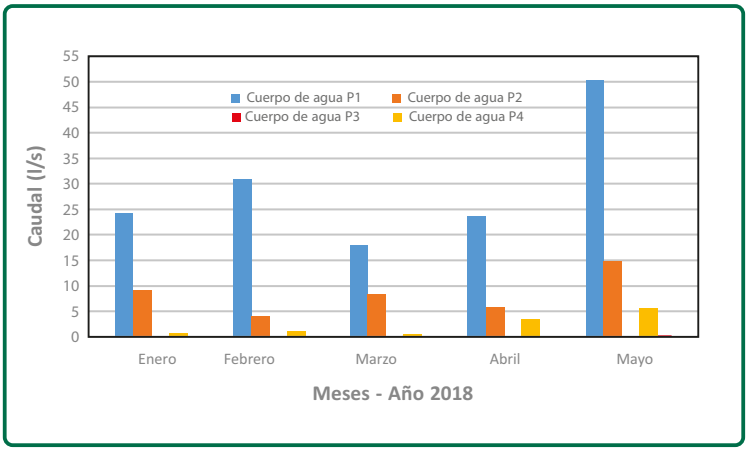


Figura 70: Caudales de los cuerpos de agua de la microcuenca El Tingo del año 2018

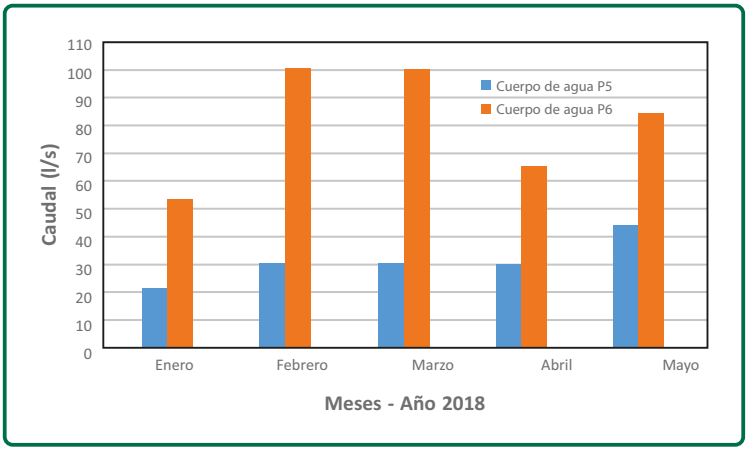


Figura 71: Caudales de los cuerpos de agua de la microcuenca Layuran del año 2018

En la Tabla 89 y en las Figuras 70 y 71 se puede apreciar que para los 5 meses evaluados del año 2018, el mes de mayo en su mayoría presentó los caudales más altos en los cuerpos de agua evaluados, seguidos por el mes de febrero en 3 cuerpos de agua P1, P5 y P6 mientras que el mes de marzo presenta los caudales más bajos en los cuerpos de agua P1, P3 y P4. Para la microcuenca El Tingo el cuerpo de agua 01 presentan los registros más altos y el P3 el más bajo, en la microcuenca Layuran, el cuerpo de agua P6 presentan los registros más altos y el P5 el más bajo. Considerando que este último es afluente con otros cuerpos de agua más pequeños del cuerpo de agua P6. Se puede observar además que en la mayoría de los caudales del año 2017 en relación al periodo de marzo - mayo presentan los registros más altos en comparación al año 2018.

Tabla 90: Caudal de punto de descarga de microcuencas en estudio

Microcuencas	Volumen de agua (l/s)			
	Mayo	Afluentes	Punto de descarga	%
El Tingo (PD -1)	P1 = 50.3 P2 = 14.8 P3 = 0.3 P4 = 5.6	71.0	106.8	66.48
Layuran (PD -2)	P5 = 44.0 P6 = 84.3	84.3	127.8	65.99

En la Tabla 90, se puede apreciar que el caudal en el punto de descarga PD -1 de la microcuenca El Tingo es de 106.8 l/s, y el volumen de los cuerpos de agua (P1, P2, P3 y P4) es de 71.0 l/s, representando el 66.48 % del total. La microcuenca Layuran presenta un caudal en el punto de descarga PD -2 de 127.8 l/s y el caudal de los cuerpos de agua (P5 y P6) es de 84.3 l/s, representando el 65.99 % del volumen total. El caudal de la microcuenca El Tingo es menor con 106.8 l/s a comparación de la microcuenca Layuran que es de 127.8 l/s.

Como se puede apreciar por la información obtenida del caudal en las 2 microcuencas estudiadas se puede concluir que estas presentan un régimen continuo, lo que asegura el flujo hídrico de forma permanente todo el año.

6.3.4. DETERMINACIÓN DE PARÁMETROS GEOMORFOLÓGICOS DE LAS MICROCUENCAS

6.3.4.1. MICROCUENCA EL TINGO

Área de la microcuenca (A) : 2.146 Km^2 que es equivalente a 214.6 ha.
Perímetro (P) : 5.989 Km.
Longitud axial o de la cuenca : Este cálculo está definido por la distancia horizontal desde el punto de descarga hasta otro punto donde la tendencia general del cauce principal corte la linea de contorno en la microcuenca, que para esta es de 1.911 Km.

Forma de la microcuenca: Para la evaluación de la forma de la cuenca se utilizó diferentes índices siendo los principales los siguientes:

- **Factor de forma (Ff):** El factor de forma obtenido para esta microcuenca es de 0.587, ligeramente ensanchada lo que nos indica que es no es muy susceptibles a crecidas y no existe mayor riesgo de inundación.
- **Coeficiente de compacidad (Kc):** El coeficiente de compacidad obtenida para esta microcuenca es de 1.145, presentando forma redonda u ovalada, indicando que tiene una tendencia a concentrar fuerte volúmenes de agua de escurrimiento.

Parámetros lineales:

- **Longitud de cauces:** El cálculo de la longitud de los cauces, se realizó a cada uno de los cuerpos de agua que conforman la microcuenca y se detalla en la Tabla 91.
- **Ancho medio de la microcuenca:** Dicho cálculo resulta de la división del área de la cuenca entre la longitud de la misma que para esta microcuenca es de 1.125 Km.
- **Otros parámetros:**

Tabla 91: Longitudes de la red hídrica de la microcuenca El Tingo

Nombre	Tipo	Longitud (Km)	Longitud total (Km)
El Tingo	QC	1.54	4.528
Q1	QC	0.894	
Q2	QC	0.808	
Q3	QC	0.287	
Q4	QC	0.999	

QC = Quebrada de régimen continuo.

Parámetros relativos al relieve:

- **Área entre clases de altitudes y su relación con la elevación:** Para esta microcuenca se ha podido determinar cuatro clases altitudinales, siendo las clases II (altitud de 2600- 2800>) y III (2800 - 3000>) las que presenta mayor área así como de porcentaje de área acumulada del área total, altitudes que identifican a este tipo de ecosistema que son los bosques montano o de neblina.

Tabla 92: Otros parámetros geomorfológicos

Longitud	Número	Metros (Km)	Promedio (Km)
Ancho de vertiente derecha	1	0.7716	0.824
	2	0.8046	
	3	0.8946	
Ancho de vertiente izquierda	1	0.7503	0.892
	2	0.952	
	3	0.9722	

Tabla 93: Clases de altitudes y relación entre elevación y área acumulada

Clase	msnm	Km²	Porcentaje %	Km² por debajo de la altitud mayor
I	[2400 -2600>	0.3964	18.5	0.3964
II	[2600 -2800>	0.9455	44.1	1.3419
III	[2800 -3000>	0.6578	30.6	1.9997
IV	[3000 -3200]	0.1465	6.8	2.1462
TOTAL		**2.146**	**100**	

Como se puede observar en la Tabla 93 las áreas comprendidas hasta la clase IV se encuentran aproximadamente a la mitad del área de toda la microcuenca, esto debido a la morfología de la superficie.

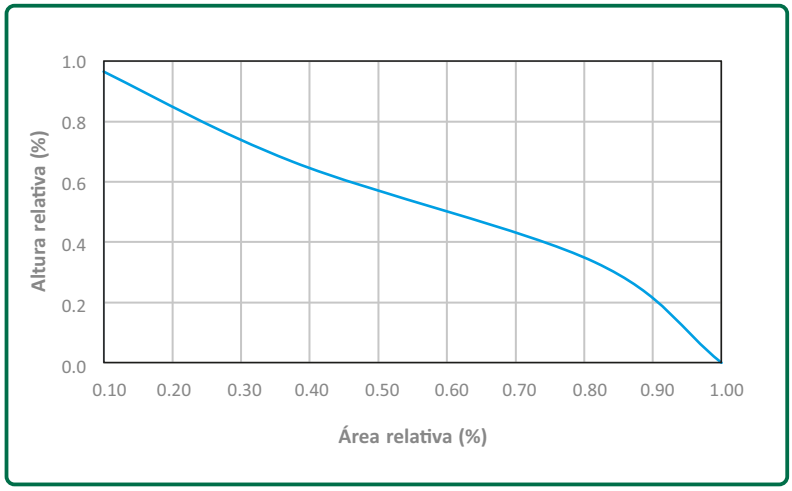


Figura 72. Curva hipsométrica Microcuenca El Tingo

Según la Figura 72, esta microcuenca se encuentra en la etapa evolutiva madura, lo que significa que está en una fase de equilibrio entre el relieve y el drenaje de la misma.

- **Parámetros de desnivel:**

Tabla 94: Parámetros de desnivel de la microcuenca

Cota	Georreferenciación		Altitud msnm
	Este	Norte	
Más baja de la microcuenca	712709	9294520	2561
Más alta del cauce principal	713756	9293461	2750
Más alta de la red hídrica	713317	9293311	2850
Más alta dela microcuenca	714256	9293811	3150

- **Diferencia de elevaciones de la cuenca:**

Tabla 95: Parámetros geomorfológicos de desnivel de la cuenca

Descripción	Diferencia de elevaciones (km)
Diferencia de elevación del Cauce principal	0.1 89
Diferencia de elevación de la red hídrica	0.289
Diferencia de elevación de la cuenca	0.589

- **Coeficiente de relieve:** El coeficiente de relieve calculado para esta microcuenca es de 0.308, indicando que la producción de sedimentos es baja por el tipo de relieve que presenta.

Sistema de drenaje:

- **Orden de cauces:** Como se muestra en la Figura 73, la quebrada principal de la microcuenca El Tingo es de orden 3, existiendo 5 cauces de orden 1, 3 cauces de orden 2 y 1 de orden 3.

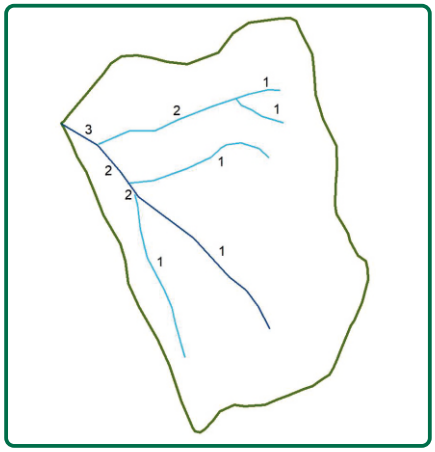


Figura 73: Orden de cauces – microcuenca El Tingo

- **Densidad del drenaje (Dd):** La densidad de drenaje para esta microcuenca es de 2.11, indicando que se encuentra en una clase moderada, presenta suelos moderadamente impermeables y pendientes ligeramente fuertes.

6.3.4.2 MICROCUENCA LAYURAN

Área de la microcuenca (A): 3.080 Km^2 equivalente a 308.0 ha.
Perímetro: 8.039 Km.
Longitud axial: Este cálculo está definido por la distancia horizontal desde el punto de descarga hasta otro punto donde la tendencia general del cauce principal corte la linea de contorno en la microcuenca, que para esta es de1.601 Km.

Forma de la microcuenca: Para la evaluación de la forma de la microcuenca se utilizaron diferentes índices, siendo los principales los siguientes:

- **Factor de forma (Ff):** El factor de forma de esta microcuenca es de 1.20, muy ensanchada, lo que la hace muy susceptible a crecidas y por lo tanto existe mayor riesgo de inundación.
- **Coeficiente de compacidad (Kc):** El coeficiente de compacidad es de 1.282 presentando una forma redonda u ovalada, indicando que tiene una tendencia a concentrar fuertes volúmenes de agua de escurrimiento.

Parámetros lineales:

- **Longitud de cauces:** El cálculo de la longitud de los cauces, se realizó a cada uno de los cuerpos de agua que conforman la microcuenca y se detalla en la Tabla 96.

Tabla 96: Longitudes de la red hídrica de la microcuenca

Nombre	Tipo	Longitud (Km)	Longitud total (Km)
Layuran	QC	2.135	5.123
Q1	QC	1.109	
Q2	QC	0.470	
Q3	QC	0.641	
Q4	QC	0.766	

QC = Quebrada de régimen continuo.

- **Ancho medio de la microcuenca:** Esté cálculo resulta de la división del área de la cuenca entre la longitud de la misma que para esta microcuenca es de 1.924 Km.
- **Otros parámetros:**

Tabla 97: Otros parámetros geomorfológicos

Longitud	Número	Metros (Km)	Promedio (Km)
Ancho de vertiente derecha	1	0.8830	0.898
	2	0.7923	
	3	1.0201	
Ancho de vertiente izquierda	1	1.3847	1.320
	2	1.3005	
	3	1.2746	

Parámetros relativos al relieve:

- **Área entre clases de altitudes y su relación con la elevación**: La clase II (altitud de 2600-2800>) y III (2800 - 3000>) presenta mayor área así como de porcentaje de área acumulada del área total de la microcuenca, elevaciones que identifican a este tipo de ecosistema que son los bosques montano o de neblina.

Tabla 98: Clases de altitudes y relación entre elevación y área acumulada

Clase	msnm	Km²	Porcentaje %	Km² por debajo de la altitud mayor
I	[2400 -2600>	0.133	4.32	0.133
II	[2600 -2800>	1.9955	64.78	2.1285
III	[2800 -3000>	0.7801	25.32	2.9086
IV	[3000 -3200]	0.172	5.58	3.0806
TOTAL		3.0806	100	

Como se puede observar en la Tabla 98 las áreas comprendidas hasta la clase IV se encuentran aproximadamente a la mitad del área de total, esto debido a la morfología de la superficie.

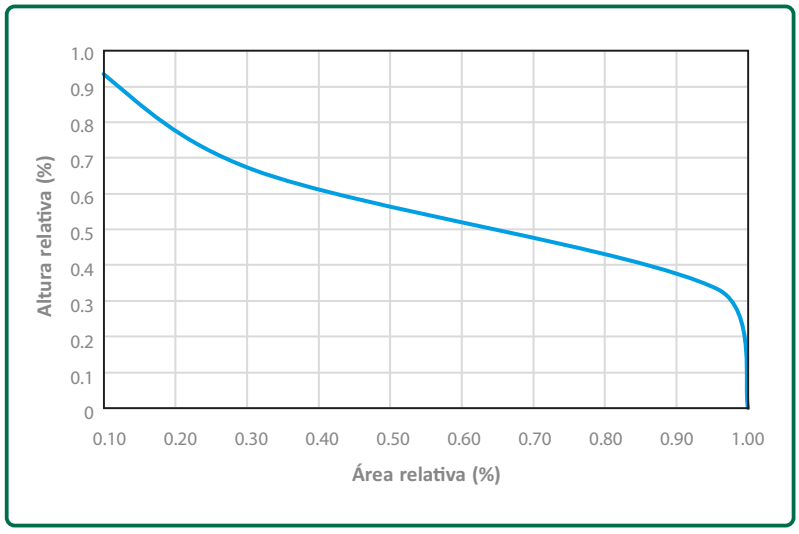


Figura 74: Curva hipsométrica microcuenca Layuran

Según la Figura 74, este microcuenca se encuentra en la etapa evolutiva madura, lo que significa que se encuentra en una fase de equilibrio entre el relieve y el drenaje de la misma.

- **Parámetros de Desnivel:**

Tabla 99: Parámetros de desnivel de la microcuenca

Cota	Georreferenciación		Altitud msnm
	Este	Norte	
Más baja de la microcuenca	715368	9295755	2531
Más alta del cauce principal	714308	9294370	2885
Más alta de la red hídrica	714308	9294370	2885
Más alta de la microcuenca	714256	9293811	3150

- **Diferencia de elevaciones de la cuenca:**

Tabla 100: Parámetros geomorfológicos de desnivel de la cuenca

Descripción	Diferencia de elevaciones (km)
Diferencia de elevación del cauce principal	0.354
Diferencia de elevación de la red hídrica	0.354
Diferencia de elevación de la cuenca	0.619

- **Coeficiente de relieve:** El coeficiente de relieve calculado para esta microcuenca es de 0.387, indicando que la producción de sedimentos es baja por el tipo de relieve que presenta.

Sistemas de drenaje:

- **Orden de cauces:** La quebrada principal de la microcuenca Layuran y es de orden 3, existiendo 5 cauces de orden 1, 3 cauces de orden 2 y 1 de orden 3 (Figura 75).

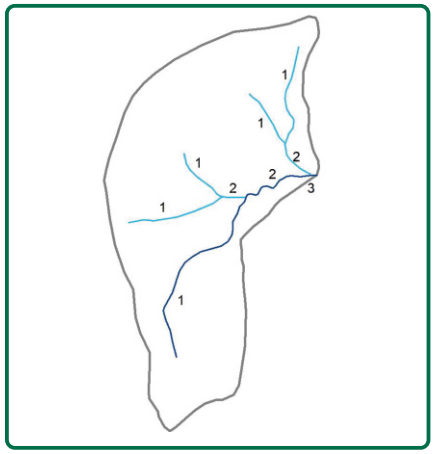


Figura 75: Orden de cauces – microcuenca Layuran

- **Densidad del drenaje (Dd):** La densidad de drenaje para esta microcuenca es de 1.66, considerada como clase baja, lo que está relacionado a un suelo poco erosionable, baja cubierta de vegetación y pendientes planas.

6.3.5. COBERTURA VEGETAL

6.3.5.1. MICROCUENCA LAYURAN

Esta microcuenca presenta dos tipos de formaciones vegetales que son área agropecuaria y bosque intervenido, con características diferentes y particulares que la diferencian una de la otra.

Bosque intervenido: Esta formación se caracteriza por presentar áreas con bosques relictos, bosques donde hay intervención antrópica, donde se puede apreciar la presencia de la especie como *Baccharis* sp e *Pteridium arachnoideum* que son indicadoras de ecosistemas alterados y la introducción de especies forestales exóticas como el *Pinus patula* y el *Eucalyptus globulus*.

Tabla 101: Especies presentes en formación vegetal, Bosque intervenido

Nombre Científico	Nombre Común	Familia	Orden
Alnus acuminata	Aliso	Betulaceae	Fagales
Anthurium sp.	Por determinar	Araceae	Alismatales
Arenaria lanuginosa	Por determinar	Caryophyllaceae	Caryophyllales
Baccharis sp.	Chilca	Asteraceae	Asterales
Bomarea purpurea	Por determinar	Alstroemeriaceae	Liliales
Brunellia sp.	Nogalillo	Brunelliaceae	Oxalidales
Chusquea sp.	Por determinar	Poaceae	Poales
Cinchona officinalis L.	Quina	Rubiaceae	Rubiales
Clusia sp.	Lalush	Clusiaceae	Malpighiales
Cyathea sp.	Chonta	Cyatheaceae	Cyatheales
Eucalyptus globulus	Eucalipto	Myrtaceae	Myrtales
Hedyosmum scabrum (Ruiz & Pav.) Solms	Aserilla negra	Chloranthaceae	Chloranthales
Hedyosmum sp.	Aserilla blanca	Chloranthaceae	Chloranthales
Macrocarpaea sp.	Cascarilla blanca	Gentianaceae	Gentianales
Meliosma sp.	Choloquillo	Sabiaceae	Proteales
Miconia sp.	Colpaquero blanco	Cyatheaceae	Cyatheales
Miconia sp. 2	Colpaquero rojo	Melastomataceae	Myrtales
Monnina sp.	Por determinar	Polygalaceae	Fabales
Morus alba	Morero	Moraceae	Rosales
Myrsine sp.	Toche colorado	Primulaceae	Ericales
Nectandra sp. 1	Roble amarillo	Lauraceae	Laurales
Ocotea sp.	Por determinar	Lauraceae	Laurales
Palicourea sp.	Por determinar	Rubiaceae	Rubiales
Palicourea sp.	Por determinar	Rubiaceae	Rubiales
Peperomia sp. 3	Por determinar	Piperaceae	Piperales
Persea sp. 1	Por determinar	Lauraceae	Laurales
Pinus patula	Pino	Pinaceae	Pinales
Prunus ruiziana Koehne	Layo	Rosaceae	Rosales
Pteridium aquilinum	Por determinar	Dennstaedtiaceae	Polypodiales
Pteridium arachnoideum	Gara gara	Denntaedtiaceae	Polypodiales
Sambucus peruviana Kunth	Sauco	Adoxaceae	Dipsacales
Schefflera sp.	Por definir	Araliaceae	Apiales
Solanum sp.	Por determinar	Solanaceae	Solanales
Symplocos sp.	Por determinar	Symplocaceae	Ericale

Especies de porte arbóreo, arbustivo y herbáceo que se encuentran en la zona de estudio. La mayoría son nativas propias de este ecosistema a excepción del *Pinus patula* y el *Eucalyptus globulus* que se han encontrado en áreas contiguas a los bosques relictos, en los contornos y al interior de bosques intervenidos, instalados por proyectos manejados por el Estado. Estas actividades viene ocasionando la pérdida de la biodiversidad ya que se quema la vegetación original para realizar la instalación de estas especies.



Foto 219: Bosques relictos



Foto220: Bosque intervenido, con introducción de especies exóticas en contorno de bosques relictos



Foto 221: Bosque intervenido, introducción de especiesExóticas (*Pinus patula*) en el interior de bosques relictos

Área agropecuaria: Esta formación se caracteriza por presentar áreas dedicadas a potreros con pasturas introducidas para la crianza de ganado vacuno y de cultivos agrícolas de importancia económica. A la *Cinchona officinalis* se la encuentra dispersa, usualmente de 1 a 3 individuos por predio.

Tabla 102: Pasturas y cultivos encontrados en formación vegetal, Área agropecuaria

Tipo	Nombre Científico	Nombre Común
Cultivos agrícolas	*Arracacia xanthorrhiza*	Arracacha
	Solanum tuberosum	Papa
	Zea mayz	Maíz
Pasturas	*Dactylis glomerata*	Pasto ovillo
	Lolium sp.	Rye grass
	Trifolium repense	Trébol blanco
	Trifolium pratense	Trébol rojo

Como se puede apreciar en la Tabla 102, las especies encontradas en esta formación denominada "Área agropecuaria", son cultivos agrícolas (papa, maíz y arracacha) entre los principales cultivos de importancia económica. Para el caso de las pasturas se han encontrado pastos cultivados adaptados, instalados en potreros como es el caso del rye grass, trébol blanco y rojo; esto debido a que un buen porcentaje de los pobladores se dedican a la actividad agropecuaria.



Foto 222: Área agropecuaria, potreros - actividad pecuaria



Foto 223: Área agropecuaria, cultivos agrarios – maíz con individuos de Quina

6.3.5.2. MICROCUENCA EL TINGO

Esta microcuenca se caracteriza por presentar tres tipos de formaciones vegetales, denominados como bosques no intervenidos, bosques intervenidos y área agropecuaria. Esta microcuenca fue afectada el año 2016 por un incendio forestal muy agresivo que daño gran área de cobertura vegetal.

Bosque no intervenido: Esta formación vegetal se caracteriza por no presentar intervención antrópica y se pueden encontrar especies propias del bosque húmedo montano, siendo considerada como bosque primario.

Tabla 103: Especies encontradas en formación vegetal, Bosques no intervenido

Nombre Científico	Nombre Común	Familia	Orden
Alternanthera sp.	Por determinar	Amaranthaceae	Caryophyllales
Anthurium sp.	Por determinar	Araceae	Alismatales
Cestrum sp.	Por determinar	Solanaceae	Solanales
Chusquea scandens Kunth	Suro	Poaceae	Poales
Cinchona officinalis L.	Quina	Rubiaceae	Rubiales
Cyathea sp.	Chonta	Cyatheaceae	Cyatheales
Duchesnea indica (Andrews) Teschem	Por determinar	Rosaceae	Rosales
Hedyosmum scabrum (Ruiz & Pav.) Solms	Aserilla negra	Chloranthaceae	Chloranthales
Hedyosmum sp.	Aserilla blanca	Chloranthaceae	Chloranthales
Hymenophyllum sp.	Por determinar	Hymenophyllaceae	Hymenophyllales
Larnax lutea	Por determinar	Solanaceae	Solanales
Miconia sp.	Colpaquero blanco	Melastomataceae	Myrtales
Myrsine sp.	Toche colorado	Primulaceae	Ericales
Nectandra sp.1	Roble amarillo	Lauraceae	Laurales
Ocotea sp.	Por determinar	Lauraceae	Laurales
Oxalis sp.	Por determinar	Oxalidaceae	Oxalidales
Peperomia sp.	Por determinar	Piperaceae	Piperales
Peperomia sp.	Por determinar	Piperaceae	Piperales
Peperomia sp.	Por determinar	Piperaceae	Piperales
Pilea sp.	Por determinar	Urticaceae	Rosales
Podocarpus oleifolius	Saucecillo	Podocarpaceae	Pinales
Polystichum sp.	Por determinar	Dryopteridaceae	Polypodiales
Solanum sp.	Por determinar	Solanaceae	Solanales
Stellaria sp.	Por determinar	Caryophyllaceae	Caryophyllales

Las especies que se pueden apreciar según la Tabla 103 es de porte arbustivo y arbóreo y son especies propias de estos ecosistemas, además se pueden encontrar especies epífitas pertenecientes a la familia Bromeliaceae y del tipo ornamental de la familia Orchidaceae.



Foto 224: Bosque no intervenido

Bosques intervenidos: Esta formación se caracteriza por presentar bosques que inicialmente han sido primarios y que debido a la intervención antrópica se han destinado grandes áreas a potreros instalando pasturas para la crianza del ganado (Tabla 104) modificando así la estructura de este. Se mantiene aún vegetación original, especies de porte arbóreo, arbustivo y herbáceo pero en poca densidad. Además, se observa la presencia de especies de carácter sucesional secundario y especies indicadoras de ecosistemas alterados por actividad humana como el *Baccharis* sp. Existen individuos de especies exóticas como es el caso de *Cupressus macrocarpa* y *Citrus* sp., (Tabla 105). Está formación vegetal se caracteriza por presentar suelos desnudos provocados por deslizamientos.

Tabla 104: Pasturas encontrados en formación vegetal, Bosque intervenido

Tipo	Nombre Científico	Nombre Común
Pasturas	*Dactylis glomerata*	Pasto ovillo
	Lolium sp.	Rye grass
	Trifolium repense	Trébol blanco
	Trifolium pratense	Trébol rojo

Tabla 105: Especies encontradas en formación vegetal, Bosques intervenidos

Nombre Científico	Nombre Común	Familia	Orden
Baccharis sp.	Chilca	Asteraceae	Asterales
Bocconia integrifolia Bonpl.	Zapallo quero	Papaveraceae	Ranunculales
Cinchona officinalis L.	Quina	Rubiaceae	Rubiales
Citrus sp	Limón	Rutaceae	Sapindales
Cupressus macrocarpa	Ciprés	Cupresaceae	Pinales
Eugenia sp	Lanche	Myrtaceae	Myrtales
Hedyosmum scabrum (Ruiz & Pav.) Solms	Aserilla negra	Chloranthaceae	Chloranthales
Hesperomeles pernettyoides	Huanga negra	Rosaceae	Rosales
Myirsiantys sp.	Rumi lanche	Myrtaceae	Myrtales
Myrsine sp.	Toche colorado	Primulaceae	Ericales
Nectandra sp. 1	Roble amarillo	Lauraceae	Laurales
Palicourea sp.	Café de monte	Rubiaceae	Gentianales
Rubus sp.	Zarza	Rosaceae	Rosales
Siparuna muricata (Ruiz & Pav.) A. DC.	Añasquero	Siparunaceae	Laurales
Tournefortia sp.	Mote mote	Heliotropiaceae	Heliotropiaceae



Foto 225: Bosque intervenido – actividad pecuaria

Área agropecuaria: Se caracteriza por presentar áreas dedicadas a potreros con pasturas introducidas para la crianza de ganado vacuno, la *Cinchona officinalis* se encuentra dispersa por todo esta formación en combinación con otras especies arbóreas, arbustivas y herbáceas.

Tabla 106: Especies encontradas en formación vegetal, Área agropecuaria

Nombre científico	Nombre común	Familia	Orden
Ageratina azangaroensis	Por determinar	Asteraceae	Asterales
Austroeupatorium inulifolium	Shiracle	Asteraceae	Asterales
Baccharis sp.	Chilca	Asteraceae	Asterales
Bomarea purpurea	Por determinar	Alstroemeriaceae	Liliales
Chusquea sp.	Por determinar	Poaceae	Poales
Cinchona officinalis L.	Quina	Rubiaceae	Rubiales
Duchesnea indica (Andrews) Teschem	Por determinar	Rosaceae	Rosales
Galianthe dichotoma	Por determinar	Rubiaceae	Rubiales
Hypericum sp.	Por determinar	Hypericaceae	Malpighiales
Lachemilla sp.	Por determinar	Rosaceae	Rosales
Larnax lutea	Por determinar	Solanaceae	Solanales
Macrocarpaea sp.	Cascarilla blanca	Gentianaceae	Gentianales
Manettia sp.	Por determinar	Rubiaceae	Rubiales
Miconia sp.	Colpaquero blanco	Melastomataceae	Myrtales
Miconia sp. 3	Por determinar	Melastomataceae	Myrtales
Miconia sp. 4	Por determinar	Melastomataceae	Myrtales
Myrsine coriacea	Por determinar	Primulaceae	Ericales
Myrsine sp.	Tallango	Primulaceae	Ericales
Nectandra sp. 1	Roble amarillo	Lauraceae	Laurales
Rubus sp.	Zarza	Rosaceae	Rosales
Siparuna muricata (Ruiz & Pav.) A. DC.	Añasquero	Siparunaceae	Laurales
Siparuna tomentosa (Ruiz & Pav.) A. DC	Por determinar	Siparunaceae	Laurales
Solanum sp.	Por determinar	Solanaceae	Solanales

Se han podido identificar individuos de porte arbóreo, arbustivo y herbáceo, en poca densidad, o en pequeños grupos o manchones. Esta formación vegetal presenta alta intervención antrópica donde se dedica de forma exclusiva a la actividad pecuaria, evidenciándose la presencia de algunos individuos de las especies descritas en la Tabla 106, las mismas que se encuentran en asociación con las pasturas identificadas en la Tabla 107.

Tabla 107: Pasturas encontrados en formación vegetal, Área agropecuaria

Tipo	Nombre Científico	Nombre Común
Pasturas	*Dactylis glomerata*	Pasto ovillo
	Lolium sp.	Rye grass
	Trifolium repense	Trébol blanco
	Trifolium pratense	Trébol rojo



Foto 226: Área agropecuaria – actividad pecuaria



Foto 227: Área agropecuaria – asociación de árboles y arbustos con pasturas introducidas

6.3.5.3. ANÁLISIS DE LA COBERTURA VEGETAL

Análisis a nivel de las dos microcuencas: El análisis de la cobertura vegetal se determinó en las 2 microcuencas en estudio Layuran y El Tingo y no se realizó al detalle de las formaciones vegetales: área agropecuaria (pasturas y cultivos), bosques intervenidos y bosques no intervenidos, puesto que al realizar la clasificación supervisada no hubo diferencia en el espectro de estas. Siendo evaluadas según las siguientes categorías: bosques (bosques no intervenidos y bosques intervenidos), área agropecuaria (pasturas y cultivos) y área sin cobertura vegetal (suelos desnudos).

Como se puede apreciar en la Tabla 108 y en la Figura 76, el área total de las microcuencas es de 522. 60 ha equivalente a 5.23 km^2, de esta el 87.34 % está ocupada por cobertura vegetal 456.44 ha lo que equivale a 4.56 km^2, la superficie desprovista de cobertura vegetal que está categorizada

como área sin cobertura vegetal o suelos desnudos es de 66.16 has, representando el 12.66 % del área total.

La Cobertura vegetal está representada por las formaciones vegetales denominadas bosques intervenidos y bosques no intervenidos, categorizada en bosques ocupando una superficie de 296.05 ha, representando el 56.65 % de la superficie total de las microcuencas, las áreas con cultivos agrícolas y con pasturas, esta categorizada en áreas agropecuarias, y ocupa una superficie de 160.39 ha, representando el 30.69 % del total de las microcuencas.

Tabla 108: Área con cobertura vegetal y sin cobertura vegetal

Denominación	Descripción		Área (ha)	Área (km^2)	Total (ha)
Área con cobertura vegetal	Bosques	Bosques no intervenidos	296.05	2.96	456.44
		Bosques intervenidos			
	Área agropecuaria	Área con pasturas	160.39	1.60	
		Área con cultivos			
Área sin cobertura vegetal	Suelos desprovistos de cobertura	Suelos desnudos	66.16	0.66	66.16
TOTAL			**522.6**	**5.23**	**522.6**

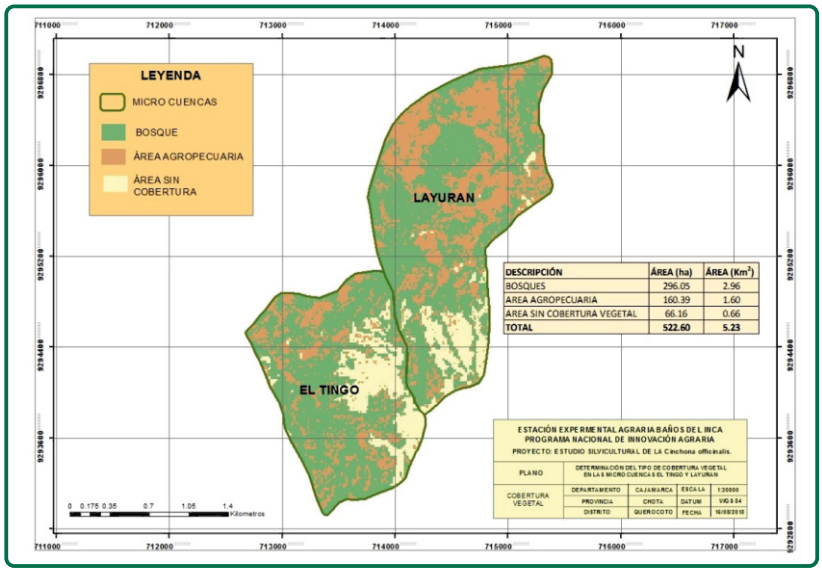


Figura 76: Mapa de cobertura vegetal en las 2 microcuencas en estudio

- **Análisis de la cobertura vegetal en la microcuenca Layuran:** Esta microcuenca cuenta con una extensión de 308.02 ha, que equivale a 3.08 km^2, de esta área la categoría bosque (formación vegetal bosque intervenido) cuenta con un área de 167.87 ha que representa el 54.5 % del total. La categoría área agropecuaria que para esta microcuenca son cultivos y pasturas tiene una extensión de 113.40 ha, siendo el 36.81 % del área total y la categoría área sin cobertura vegetal, suelos desnudos ocupa un área de 26.75 ha representando el 8.68 % del área de la microcuenca y que está ubicada en la parte alta de esta, Figura 77.

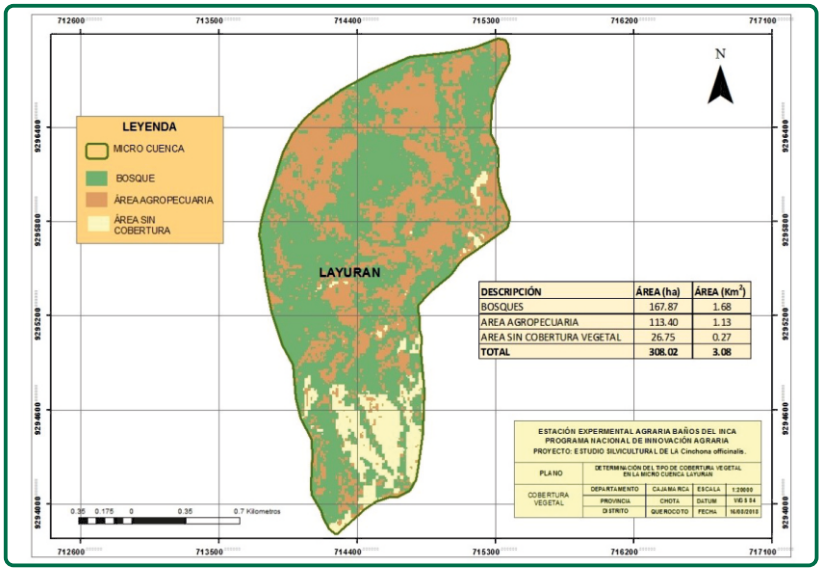


Figura 77: Mapa de cobertura vegetal, microcuenca Layuran

- **Análisis de la cobertura vegetal en la microcuenca El Tingo:** Esta microcuenca cuenta con una extensión de 214.66 ha equivalente a 2.15 km^2, de las cuales la categoría bosques (formación vegetal bosques intervenidos y bosques no intervenidos) está ocupando una superficie de 128.24 ha que representa el 59.74 % del total. La categoría área agropecuaria que para esta microcuenca está representada por pasturas ocupa un área de 47.02 ha lo que representa el 21.9 % del total, el área sin cobertura vegetal, suelos desnudos ocupa 39.40 ha representado el 18.36 % del área total; esta categoría está ubicada en la parte alta de la microcuenca y es la que mayor área de suelos desnudos presenta (Figura 78).

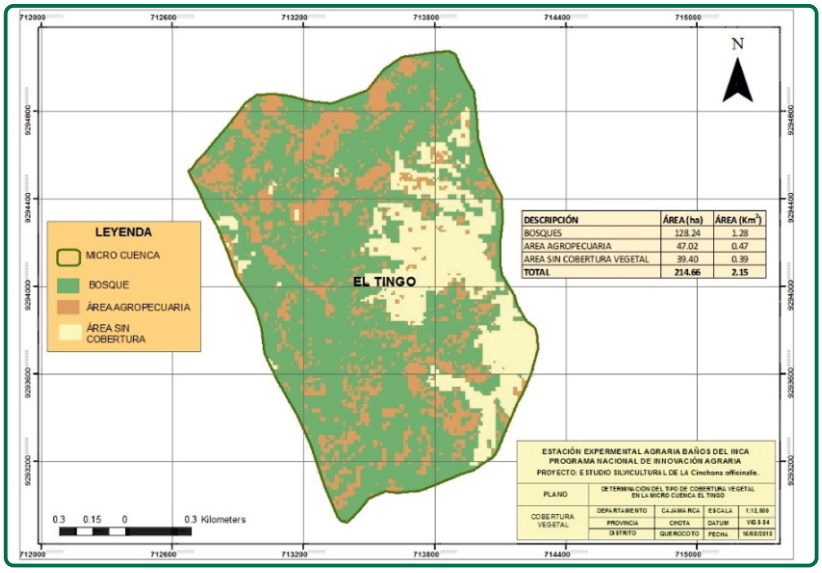


Figura 78: Mapa de cobertura vegetal, microcuenca El Tingo

6.3.6. DATOS CLIMATOLÓGICOS

Tabla 109: Datos históricos de precipitación en la zona de estudio periodo 2009 -2016

AÑO	Precipitación mm												TOTAL
	ene.	feb.	mar.	abr.	may.	jun.	jul.	ago.	set.	oct.	nov.	dic.	
2009	84	65.43	200.46	32.13	51.75	45.36	9.54	16.68	3.33	47.28	20.64	8.73	585.33
2010	3.9	68.79	109.23	100.8	23.94	23.43	12.66	3.57	10.05	26.76	14.7	27.54	425.4
2011	38.25	60.12	108.99	126.51	16.47	6.33	10.53	2.46	38.31	31.26	42.15	88.98	570.36
2012	63.45	95.28	91.08	112.35	6.96	5.88	2.28	0	8.31	108.63	22.59	35.16	551.97
2013	14.91	30.75	01.431	18.09	107.46	12.48	0.87	9.48	3.87	44.7	8.79	45.69	398.52
2014	36.96	1.65	139.38	48.96	46.14	4.47	0.81	10.71	9.78	40.68	39.75	32.49	411.78
2015	99.87	71.13	163.53	51.69	13.29	4.68	10.26	0	0.87	15.75	42.24	12.48	485.79
2016	37.05	24.06	102.72	86.58	4.5	19.35	1.44	0	26.52	17.31	14.28	75.21	409.02
Promedio total	**47.30**	**52.15**	**127.10**	**72.14**	**33.81**	**15.25**	**6.05**	**5.36**	**12.63**	**41.55**	**25.64**	**40.79**	**479.77**

Fuente: ANA (2018)

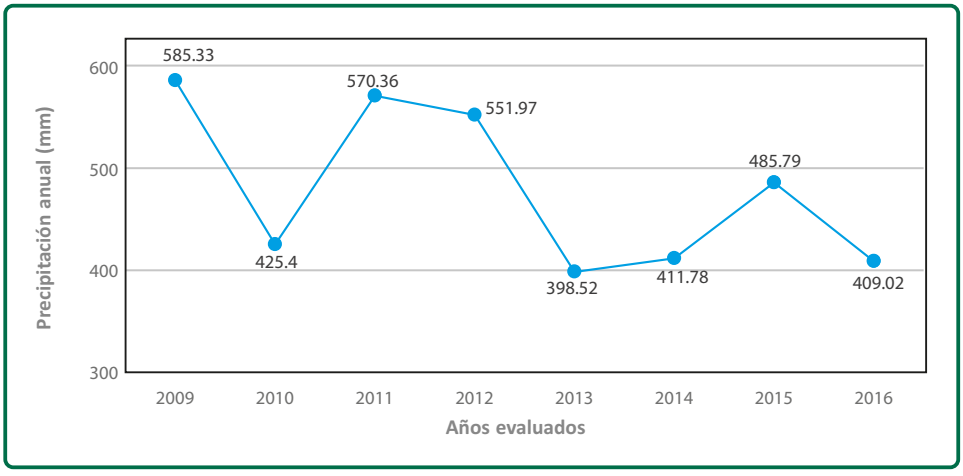


Figura 79: Precipitación total acumulada, datos históricos periodo 2009 -2016
Fuente: ANA (2018)

Al analizar los datos de Tabla 109 podemos observar el comportamiento de la precipitación en las microcuencas Layuran y El Tingo, por el periodo de 9 años, observandose que este parámetro ha sido superior a los 400 mm en la mayoría de los años. El periodo con mayor precipitación está marcado para los meses de marzo 127.10 mm y abril 72.14 mm (finalizando verano e iniciando otoño) y los meses más secos son julio 6.05 mm y agosto 5.36 mm (invierno).

El mayor registro lo presenta el mes de marzo del 2009, con 200.46 mm y el menor registro que van desde la no ocurrencia de la precipitación lo presenta el mes de agosto los años 2012, 2015 y 2016.

La precipitación total acumulada anual va desde los 398.52 a 585.33 mm, en la Figura 79 podemos apreciar que esta se mantiene constante, siendo los años con mayor precipitación el 2009, 2011 y

2012 con registros de 585.33, 570.36 y 551.97 mm respectivamente y el año con menor precipitación el 2013 con un registro de 398.52 mm.

Tabla 110: Precipitación en la zona de estudio, para el periodo de investigación

AÑO	Precipitación mm												TOTAL
	ene.	feb.	mar.	abr.	may.	jun.	jul.	ago.	set.	oct.	nov.	dic.	
2017	NE	NE	196.53	39.45	48.99	41.43	0	15	35.46	48.99	15.02	12.03	629.78
2018	107.76	15.3	36.3	61.41	109.02	NE	NE	NE	NE	NE	NE	NE	329.79

NE: Meses no evaluados
Fuente: ANA (2018)

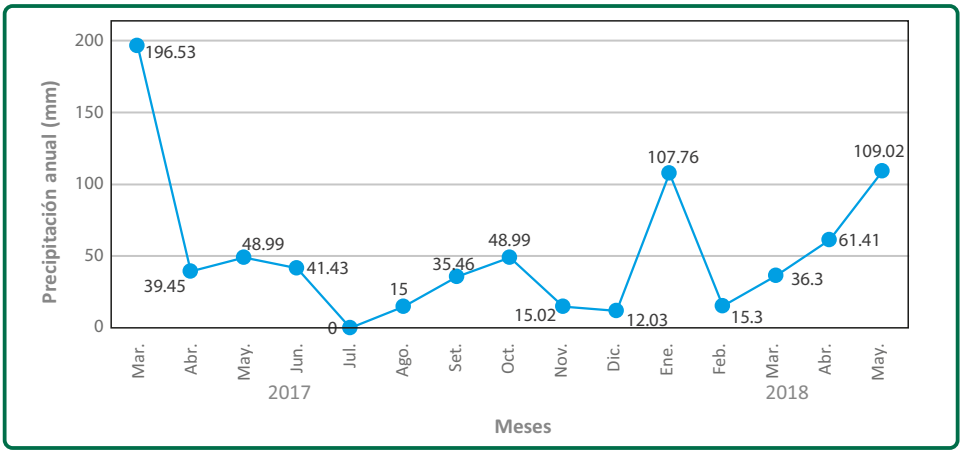


Figura 80: Precipitación mensual periodo marzo 2017 a mayo del 2018
Fuente: ANA (2018)

Como se puede apreciar en la Tabla 110 y Figura 80, las precipitaciones en las microcuencas para el periodo de la investigación (marzo 2017 y mayo 2018) estuvieron presentes en la mayoría de los meses, presentándose los más altos registros en el año 2017en el mes de marzo (verano) con 196.53 mm y para el año 2018 en los meses de enero y mayo (verano y otoño) de 107.76 y 109.92 mm respectivamente. Por otro lado, el mes de julio (invierno) del año 2017 no presenta registros ya que no hubo ocurrencias de precipitación y los registros más bajos lo presentan los meses de noviembre 15.02 mm y diciembre 12.03 mm (primavera) y en el año 2018 en los meses de febrero 15.3 mm y marzo 36.3 mm (verano).

Se puede observar además que la precipitación acumulada anual para el 2017 es de 629.78 mm superando lo registrando en el periodo 2009 – 2016. Esto debido, probablemente, según la Organización Meteorológica Mundial a la continuidad del cambio climático a largo plazo, causado por el aumento de las concentraciones atmosféricas de gases de efecto invernadero y por la presencia de un episodio de La Niña muy débil y que terminó con uno débil, este efecto generó temperaturas más frías de lo normal en la superficie del océano ocasionando un aumento en las lluvias.

Concluyendo, según las características en precipitación, tanto para el tiempo de investigación como para la evaluación de los 9 años de datos históricos, existe una tendencia, manteniéndose constante; es decir, las precipitaciones están presentes todo el año a excepción del mes de julio o agosto, según el caso y con rangos en precipitación acumulada total anual que hace que sea una precipitación media, siendo más marcada para los meses de enero, marzo y abril (verano e inicio de otoño), asegurando para las microcuencas en estudio los niveles de agua constante tanto en la superficie como en los acuíferos subterráneos durante todo el año.

6.3.7. RELACIÓN RECURSO HÍDRICO- PRECIPITACIÓN - COBERTURA VEGETAL

Según la información obtenida tanto en la investigación de cobertura, precipitación, como de aforos se puede concluir que la cobertura vegetal ejerce una influencia directa en el recurso hídrico ya que de la presencia o ausencia y del tipo de esta depende el flujo hídrico durante todo el año.

Relación recurso hídrico y precipitación:

Tabla 111: Caudal en puntos de descarga vs. precipitación

Descripción	Año 2017										Año 2018		
	mar.	abr.	may.	jun.	jul.	ago.	set.	oct.	nov.	dic.	ene.	feb.	mar.
Precipitación (mm)	196.53	39.45	48.99	41.43	0.00	15.00	35.46	48.99	15.02	12.03	36.30	61.41	109.02
Caudal punto de descarga Microcuenca El Tingo (l/s) PD-1	128.30	52.50	90.55	87.40	29.63	23.47	39.26	33.69	19.86	28.58	51.14	54.00	40.31
Caudal punto de descarga Microcuenca Layuran (l/s) PD - 2	296.23	111.28	209.21	196.02	112.19	77.17	100.66	79.59	45.94	58.97	81.26	152.66	33.05

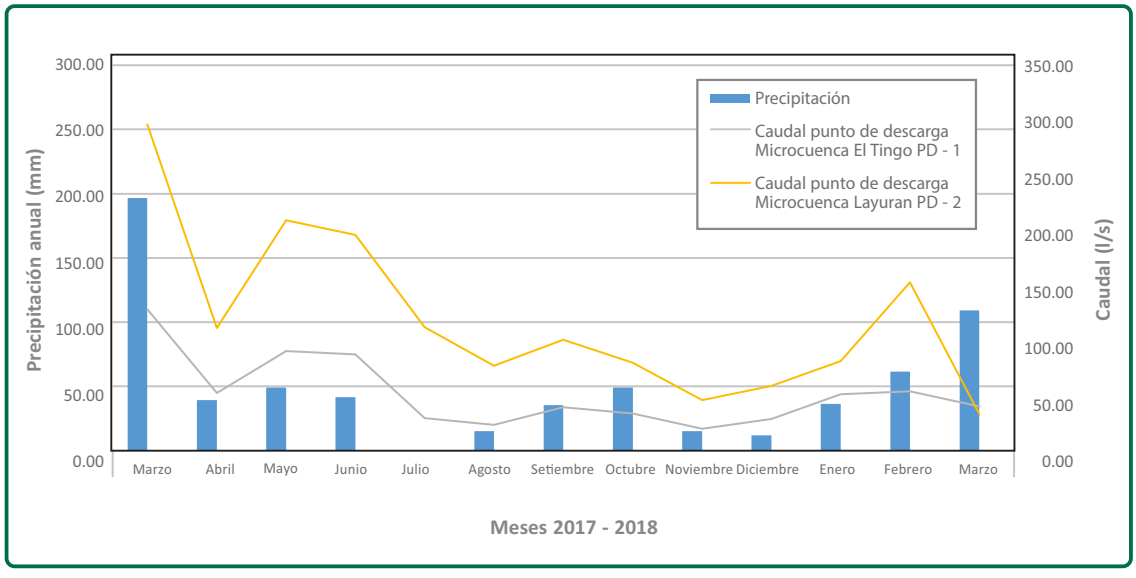


Figura 81: Caudal en punto de descarga en relación a precipitación

Como se puede apreciar en la Tabla 111 y en la Figura 81, el registro máximo en el punto de descarga PD - 1para la microcuenca El Tingo, año 2017 corresponde al mes de marzo con 128.30 l/s y para la microcuenca Layuran punto de descarga PD – 2 son los meses de marzo con 296.23 l/s y mayo con 209.21 l/s; para el año 2018 para ambas microcuencas los meses con mayores registros son en los meses de febrero, esto debido a que la precipitación máxima se registra para el año 2017 en los meses de enero a marzo y en el año 2018 en enero y mayo según los reportes obtenidos.

En la microcuenca El Tingo, los caudales en el punto de descarga presentan un registro que va 19.86 – 128.30 l/s, siendo menores que en la microcuenca Layuran que presentan registros que van de 45.94 a 296.23 l/s, apreciando que el comportamiento del caudal sea en aumento o en disminución depende de forma directa de la precipitación ya que los caudales mayores se presentan en el periodo de máxima ocurrencias de la precipitación.

Relación recurso hídrico, precipitación y cobertura: La microcuenca El Tingo presenta formaciones vegetales identificadas como bosques no intervenidos, bosques intervenidos y área agropecuaria, la vegetación en su mayoría es natural propia de la zona y está constituida por especies de porte arbóreo y arbustivo; la zona intervenida cuenta con pasturas introducidas para la actividad pecuaria. La microcuenca Layuran presenta formaciones vegetales identificadas como bosques no intervenidos y áreas agropecuarias, la vegetación en su mayoría lo componen pequeñas áreas de bosques relictos constituida por especies propia de la zona de porte arbóreo y arbustivo, plantaciones de pino en macizo, en hilera de eucaliptos y áreas para cultivos y para la actividad pecuaria.

Tabla 112: Formación vegetal vs. recurso hídrico.

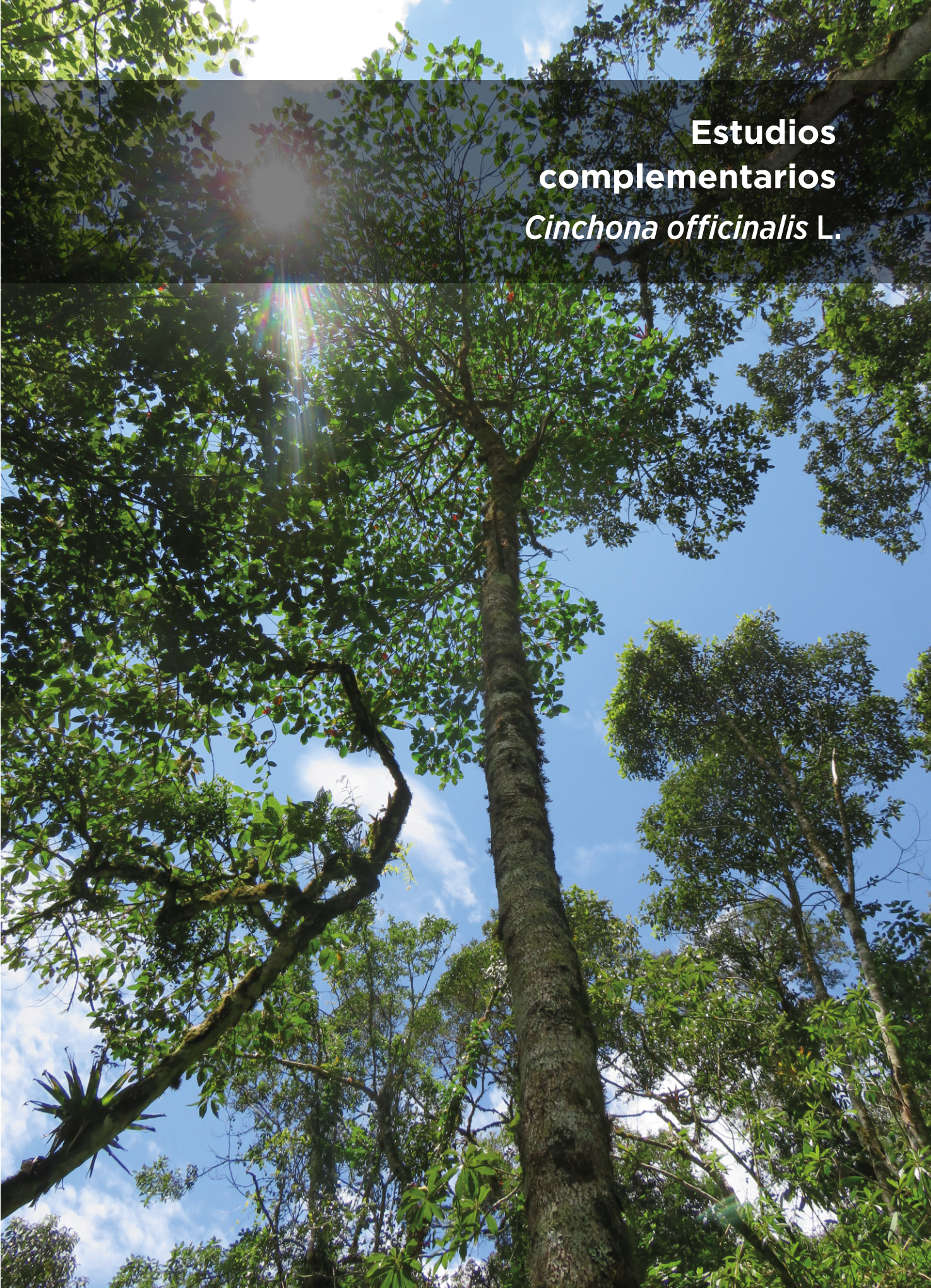
Microcuencas	N° de cuerpo de agua	Tipo de formación vegetal	Volumen de agua (l/s) / mes														
			2017										2018				
			mar.	abr.	may.	jun.	jul.	ago.	set.	oct.	nov.	dic.	ene.	feb.	mar.	abr.	may.
El Tingo	1	Bosque no intervenido	38.10	19.00	40.30	35.40	10.70	9.30	21.40	18.70	8.90	15.30	24.20	30.80	17.90	23.60	50.30
	2	Área Agropecuaria	39.90	11.90	15.60	15.80	7.10	3.80	3.60	2.90	3.10	2.70	9.00	4.00	8.30	5.80	14.80
	3	Bosque intervenido	1.60	1.40	1.80	1.10	0.40	0.20	0.20	0.20	0.70	0.10	0.10	0.10	0.20	0.10	0.30
	4	Bosque intervenido	5.70	2.60	2.50	5.80	1.50	2.30	0.90	0.60	0.50	0.90	0.70	1.00	0.40	3.50	5.60
TOTAL			85.30	34.90	60.20	58.10	19.70	15.60	26.10	22.40	13.20	19.00	34.00	35.90	26.80	33.00	71.00
Punto de descarga Volumen de agua (l/s)			**128.31**	**52.50**	**90.55**	**87.39**	**29.63**	**23.47**	**39.26**	**33.69**	**19.86**	**28.58**	**51.14**	**54.00**	**40.31**	**49.64**	**106.80**
Layuran	5	Bosque intervenido	61.80	55.80	24.20	30.60	27.00	18.00	22.60	15.60	18.90	20.60	21.40	30.60	30.50	29.90	44.00
	6	Área agropecuaria	195.40	73.40	138.00	129.30	74.00	50.90	66.40	52.50	30.30	38.90	53.60	100.70	21.80	65.30	84.30
Punto de descarga Volumen de agua (l/s)			**296.23**	**111.28**	**209.21**	**196.02**	**112.19**	**77.17**	**100.66**	**79.59**	**45.94**	**58.97**	**81.26**	**152.66**	**33.05**	**99.00**	**127.80**

Como podemos apreciar en la Tabla 112 el caudal para la microcuenca El Tingo en el punto de descarga está en un rango de 19.86 a 128.31 l/s en promedio y para la microcuenca Layuran está 33.05 a 296.23 l/s. La microcuenca El Tingo presenta cambio de usos de tierra, en donde se va modificando la formación vegetal bosque (no intervenido como intervenido) para ser convertidos en áreas agropecuarias (potreros), la vegetación natural y la estructura que tiene el bosque se va perdiendo, la capacidad de este de actuar como esponja, donde es capaz de recoger y almacenar grandes cantidades de agua de lluvia se ve afectado. La presencia de áreas sin cobertura vegetal, suelos desnudos es un factor muy importante para el análisis del caudal en esta microcuenca ya que son áreas medianamente extensas representando el 18.36 % del total del área y estos no tienen la capacidad de almacenar el recurso hídrico sino que se van a perder en el momento que ocurre la precipitación, por lo que en los meses de mayor precipitación se perderá este recurso en estas zonas. Finalmente como se puede apreciar en esta microcuenca todo el año el caudal es permanente.

La microcuenca Layuran presenta una cobertura vegetal que responde a la formación vegetal bosques intervenidos y áreas agropecuarias. Al igual que la otra microcuenca presenta un cambio de usos de tierra más drástico, la mayoría del área es agropecuaria dedicadas a cultivos y pasturas. Los bosques intervenidos presentan bosques relictos con vegetación natural ubicados en la parte alta de la microcuenca, plantaciones de pino instalados en macizos que datan de aproximadamente 12 años, otros instalados hace un año y algunos instalados en el interior de los relictos en el mes de junio del presente año, eucalipto de 4 años aproximadamente, instalados en hileras al borde de las quebradas, existen además algunas pequeñas áreas de suelos desnudos. Se ha observado que con todos estos diferentes tipos de cobertura vegetal el caudal se mantiene permanente durante todo el año, aún en los meses de la ausencia de la precipitación y en el punto de descarga el caudal es mayor que en la microcuenca El Tingo.

Se puede determinar que el caudal para las dos microcuencas para el año 2017 es superior que para el año 2018, esto relacionado de forma directa a la precipitación que como se observó presenta el mismo comportamiento que es mayor en el año 2017 que el año 2018 a excepción del mes de mayo que para este último presentó su máximo registro.

Las microcuencas mantienen su caudal todo el año esto no sólo por las precipitaciones permanentes sino por el tipo de cobertura vegetal, las especies que la conforman y de la superficie que estas cubren, asegurando el régimen continuo de las microcuencas para todo el año y para las diferentes actividades que se realizan. Además, cumplen la función de evitar la erosión, escorrentía, inundaciones y sedimentaciones; estas condiciones permiten el desarrollo de la *Cinchona officinalis*, con otras especies con las que cohabitan y que son propias de este ecosistema y que contribuyen a regular el recurso hídrico.



Estudios complementarios

Cinchona officinalis L.

Debido a la gran importancia de la especie, la aún deficiencia de información y los buenos resultados obtenidos en la investigación, se vienen realizando estudios complementarios a fin de generar información que sirva para poder hacer un adecuado manejo de la Quina. Los trabajos que se vienen ejecutando se muestra en la Tabla 113.

Tabla 113: Investigaciones completarías de la *Cinchona officinalis*

Título de la investigación	Objetivo	Modalidad
Identificación de criterios para la selección árboles semilleros de *Cinchona officinalis* L. (Quina) en el distrito de Querocoto, Chota – Cajamarca.	Determinar los criterios para la selección fenotípica de árboles semilleros de *Cinchona officinalis* L., en la Zona de Amortiguamiento de Bosque de Pagaibamba distrito de Querocoto, provincia de Chota departamento de Cajamarca.	Programa Nacional de Estudios e Investigación para el Desarrollo Forestal y Cambio Climático - Mediante tesis de investigación para optar título profesional.
Estimaciones de volúmenes comerciales de la *Cinchona officinalis* L. (Quina) en el distrito de Querocoto.	Evaluar ecuaciones de regresión para estimar volúmenes comerciales (madera y corteza) de árboles en pie y apeados.	Programa Nacional de Estudios e Investigación para el Desarrollo Forestal y Cambio Climático - Mediante tesis de investigación para optar título profesional.
Introducción y adaptación de la *Cinchona Officinalis* a diferentes pisos altitudinales de la región Cajamarca	Evaluar las condiciones de soportabilidad y adaptabilidad de la especie en función al porcentaje de mortandad y de prendimiento a diferentes pisos altitudinales, para tal efecto se han instalado 03 parcelas de 1 ha aproximadamente en el Anexo Pampa Grande de la provincia de Cajabamba a 2630 msnm, en la localidad de Puchuden de la provincia de Santa Cruz a 2800 msnm y en la localidad de Lajas de la provincia Chota a 2185 msnm.	Programa Nacional de Estudios e Investigación para el Desarrollo Forestal y Cambio Climático – Equipo profesional.



Foto 228: Colecta de semilla provenientes de árboles candidatos a semilleros



Foto 229: Preparación de material biológico para los ensayos de análisis físicos de la semilla



Foto 230: Medición de alturas de árboles evaluados



Foto 231: Medición del DAP



Foto 232: Parcela del árbol de la Quina
Anexo de Pampa Grande – Cajabamba



Foto 233: Plantón de árbol de la Quina, instalado en la
Parcela Anexo Pampa Grande – Cajabamba

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

ADEFOR (Asociación Civil para la Investigación y el Desarrollo Forestal, Perú). s.f. Plantaciones forestales. Cajamarca, Perú. 118 p.

ADEFOR (Asociación Civil para la Investigación y Desarrollo Forestal, Perú). 1996. Manual zonificación de especies y plantaciones forestales. Cajamarca, Perú, Proyecto Desarrollo Forestal Participativo en los Andes. 90 p.

ADEFOR (Asociación Civil para la Investigación y el Desarrollo Forestal, Perú). 1996. Manual producción de plantas forestales. Cajamarca, Perú. 152 p.

Aldaz, L; Ochoa, I. 2011. Propagación asexual de diez especies forestales y arbustivas en el jardín botánico "Reinaldo Espinosa". Tesis de Ingeniería Forestal. Universidad de Loja, Ecuador. 113 p.

Alder, D. 1980. Estimación del volumen forestal y predicción del rendimiento: predicción del rendimiento. Estudios FAO: Montes, 22 (2).

Alvarado, C y Encalada, D. 2010. Estudio fenológico, análisis y almacenamiento de semillas de seis especies forestales nativas en Bosque tropical montano, potenciales para reforestación en la Estación Científica San Francisco. Título profesional. Loja, Ecuador. Universidad Nacional de Loja. 104p.

Alvarado, M; Foroughbakhch, R; Jurado, E y Rocha, A. 2002. El cambio climático y la fenología de las plantas. Universidad Autónoma de Nuevo León. Monterrey, México. pp 493-500.

Álvarez, J. 2013. El árbol de la calentura (en línea). Boletín Instituto Nacional de Salud 2013; año 19 (9 – 10) setiembre – octubre. Consultada 20 de ago. 2017. Disponible en http://repositorio.ins.gob.pe/handle/INS/296

Alvis, J. 2009. Análisis estructural de un bosque natural localizado en zona rural del municipio de Popayán (en línea). Facultad de Ciencias Agropecuarias, grupo de Investigación TULL. Universidad del Cauca. Cielo. 7(1). Consultado 9 oct. 2018. Disponible en http://www.scielo.org.co/pdf/bsaa/v7n1/v7n1a13.pdf

ANA (Autoridad Nacional del Agua, Perú). 2018. Sistema Nacional de Información de Recursos Hídricos Módulo para el Monitoreo del Fenómeno El Niño. Lima. (en línea, base de datos). Consultada 7 sept 2018. Disponible en http://snirh.ana.gob.pe/fen/EFEN_Visor.aspx.

Anda, A. 2002. La Cascarilla. Loja, Ecuador, Universidad Técnica Particular de Loja. 192 p.

Aponte, R. y Sanmartín, J. 2011. Fenología y ensayos de germinación de diez especies forestales nativas con potencial productivo maderable y no maderable del Bosque Protector "El Bosque", de la parroquia San Pedro de Vilcabamba – Loja. Tesis Ing. Loja. Universidad Nacional de Loja. 101 p.

Baselly, JR; Goycochea, G; Leite, HG; Santos, ACA; Júnior, AA; Alcântara, AEM. 2016. Análisis de la eficiencia del uso de los diámetros dominantes en la construcción de curvas de índice local con cinco métodos analíticos. Revista de Investigación Científica. UNTRM, 2(1):52-61.

Batista, G; Costa, R; Gimenes, R; Pivetta, K; Môro, F. 2011. Aspectos morfológicos dos diásporos e das plântulas de *Syagrus oleracea* (Mart.) Becc - Arecaceae. Comunicata Scientiae 2(3):170-176.

BCMF (British Columbia Ministry of Forests, Estados Unidos). 1996. Techniques and procedures for collecting, preserving, processing, and storing botanical specimens. Working Paper 18. Research Branch, British Columbia Ministry of Forests, Victoria. 39 p.

Becerra, V; Paredes, M. 2000. Uso de marcadores bioquímicos y moleculares en estudios de diversidad genética. Agricultura Técnica 60(3):270-281.

Beek, R. 1992. Manejo forestal basado en la regeneración natural del bosque: Estudio de caso en los robledales de altura de la Cordillera de Salamanca, Costa Rica. 48 p.

Bewley, J; Black, M. 1994, Seeds, physiology of development and germination, Plenum Press, Nueva York.

Bello, G. (1983). Estudio fenológico de cinco especies de Pinus en la región de Uruapan, Mich. Subsecretaría Forestal, Instituto Nacional de Investigaciones Forestales (SARH), Boletín Técnico No. 96, México. D.F. 55 p.

Bradley, N; Leopold, C; Ross, J y Huffaker, W. 1999. Los cambios fenológicos reflejan el cambio climático en Wisconsin (en línea). Estados Unidos. Consultado 09 de mar. 2018. Disponible en http://eprints.uanl.mx/934/.

BOLFOR (Proyecto de Manejo Forestal Sostenible, Bolivia). 1995. Clasificación de la vegetación de la región de Lomerío en el departamento de Santa Cruz, Bolivia. Documento técnico 10. USAID. Madrid, España. 39 p.

BOLFOR (Proyecto de Manejo Forestal Sostenible, Bolivia); Mostacedo, B; Fredericksen, T. (2000). Manual de Métodos Básicos de Muestreo y Análisis en Ecología Vegetal. Santa Cruz, Bolivia. Consultado 08 mar. 2018. Disponible en http://www.bio-nica.info/biblioteca/mostacedo2000ecologiavegetal.pdf.

Bonilla, ML; Espinosa, K; Posso, AM; Vásquez, HD; Muñoz, JE. 2008. Establecimiento de una colección de trabajo de uchuva del suroccidente colombiano. Acta Agronómica 57(2):95-99.

Campos, A. 1992. Procesos del Ciclo Hidrológico. 2 ed., México: Universidad Autónoma de San Luis Potosí, pp. 33-34.

Campos, JCC; Leite, HG. 2013. Mensuração Florestal: Perguntas e Respostas. 4 ed. Viçosa, MG, BR. UFV. 605 p.

Cancho, S. 2017. Condiciones que incrementan la germinación de semillas y el vigor de plantines de *Cinchona krauseana* L. Andersson y *C. calisaya* Wedd. (Rubiaceae). Tesis Biólogo. Lima, Perú, Universidad Nacional Mayor de San Marcos. 106 p.

Caraguay, KA; Eras, VH; González, D; Moreno, J; Minchala, J; Yaguana, M; Valarezo, C. 2016. Potencial reproductivo y análisis de calidad de semillas de *Cinchona officinalis* L., provenientes de relictos boscosos en la Provincia de Loja – Ecuador. Rev. Investig. Altoandino, 18 (3): 271 – 280.

Carmean, W. 1975. Forest site quality evaluation in the United States. Adv. Agron. (27):209-269.

Cardona, B. s.f. Conceptos básicos de morfometria de cuencas hidrográficas. Universidad de San Carlos de Guatemala 01012. Guatemala. (en línea). Consultado 04 jun. 2018. Disponible en http://www.repositorio.usac.edu.gt/4482/1/Conceptos%20b%C3%A1sicos%20de%20Morfometr%C3%ADa%20de%20Cuencas%20Hidrogr%C3%A1ficas.pdf.

Castaños, ML. 1962. Evaluación de la calidad de estación de *Pinus patula* en el norte de Oaxaca. Boletín Técnico N° 2 Instituto Nacional de Investigaciones Forestales. México. 32 p.

Castillo, MP. 2014. Estudio dendrológico de la familia Rubiaceae en la zona Tingo María. Tesis Ing. Tingo María, Perú, Universidad Nacional Agraria de la Selva. 161 p.

Clutter, JL; Fortson, JC; Pienaar, LV; Brister, GH; Bailey, RL. 1983. Timber management: A quantitative approach. New York: John Wiley & Sons, 333 pp.

Conde, ME; Moreno, JA; Eras, VH; Patiño, J; González, D; Yaguana, M; Valarezo, C. 2017. Multiplicación sexual y asexual de *Cinchona officinalis* L., con fines de conservación de la especie. Rev. Tzhoecoen 9(1).

Condor, E; Oliveira, K; Loayza, K; Reyna, V. 2009. Estudio químico de los tallos de *Cinchona pubescens* Vahl, Puno, Perú. (en línea). Consultada 13 oct. 2015. Disponible en http://www.scielo.cl/scielo.php?pid=S0717-92002005000100008&script=sci_arttext

Córdova, M. 2015. Estimación de caudales medios naturalizados en la cuenca del Río Mantaro mediante el método de regionalización estadística. Pontificia Universidad Católica del Perú. Lima. Perú. (en línea). Consultado 04 jun. 2018. Disponible en http://tesis.pucp.edu.pe/repositorio/handle/123456789/6273

Costa, F. 1996. Demografía foliar: contando hojas en el brazo de peguera. Ciencia hoy para un estudio técnico detallado. Brasil.

Costa, F. 2002. Fenología de árboles tropicales. La insignia. Brasil. Consultado el 10 de Marzo del 2018. Disponible en http://lainsignia.org

Crisólogo, ME. 2011. Estudio de la calidad de sitio para la especie *Pinus pseudostrobus* en las plantaciones establecidas por el proyecto piloto forestal en Granja Porcón- Cajamarca. Tesis Ing. Cajamarca, Perú, Universidad Nacional de Cajamarca. 76 p.

Chong C., Bible B. B., & Ju H. Y. 2001. Germination and emergence. Handbook of plant and crop physiology, 57.

Chow, V; Midement, D; May, L. 1994. Manual de Hidrología Aplicada. Santafé de Bogotá, Colombia.

Chuine, I; Beaubien, E. 2001. Phenology is a major determinant of tree species range (en línea). Ecol. Lett. 4: 500-510. Consultado 05 feb. 2018. Disponible en https://revistas.ucr.ac.cr/index.php/rbt/article/viewFile/5615/5359.

De las Salas, G. 1974. Factores edáficos y climáticos en la clasificación de sitios forestales. Bosques de Colombia.

De Paiva, HN; Gomes, JM. 2013. Propagação vegetativa de espécies florestais. 2 ed. Viçosa, MG, BR. UFV. 52 p.

Del Valle Arango, J. 1993. La predicción del sitio forestal para especies que se plantan en el trópico. Revista. Fac. Nal. Agr. Medellín. 46(1):47-69.

Díaz, G. 1995. Caracterización de la iluminación de micrositios de regeneración arbórea en un bosque húmedo intervenido en Costa Rica y el efecto de la intervención sobre la abundancia de la regeneración natural. CATIE. Programa para el Desarrollo y conservación 91 p.

Diéguez, U; Rojo, A; Castedo, F. 2009. Herramientas Selvícolas para la Gestión Forestal Sostenible en Galicia. Xunta de Galicia. Universidad de Santiago de Compostela, Es.

Donoso, C. 1979. Variación y tipos de diferenciación en poblaciones de roble (*Nothofagus obliqua* (Mirb.) Oerst.). Bosque 3 (1): 1-14.

Donoso, C. 1992. Ecología forestal. 3 ed. Santiago de Chile, Chile, Universitaria. 346 p.

Ellis, R; Hong, T; Roberts, E. 1990. An intermediate category of seed behaviour. Exp. Bot. (41): 1167-1174.

Estelí, S. 2002. Manejo de cuencas Hidrográficas y protección de fuentes de agua. Nicaragua. 26 p.

FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, Italia). s.f. La Microcuenca como ámbito de planificación de los recursos naturales (en línea). Norma técnica. El Salvador. Consultado 15 may. 2018. Disponible en http://www.fao.org/climatechange/30329-07fbead2365b50c707fe5ed283868f23d.pdf

FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, Italia). 1999. Manejo integrado de la fertilidad del suelo en zonas de ladera. Manual del Capacitador. San Salvador, El Salvador.

Fassbender, H. W. 1980. Química de suelos: con énfasis en suelos de América Latina. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, San José, Costa Rica.398 p.

Fenner, M; Thompson, K. 2005. The ecology of seeds. Cambridge University Press. USA. 263 p.

Fernández, A. 2017. Identificación y caracterización del género *Cinchona* en la Zona de amortiguamiento del Área de Conservación Municipal - Bosque Huamantanga, Jaén - Perú. Tesis de Ingeniería Forestal. Tesis Ing. Jaén, Perú, Universidad Nacional de Cajamarca. 65 p.

Ferreira, R; Barretto, SS. 2015. Caracterização morfológica de frutos, sementes, plântulas e mudas de pau-brasil (*Caesalpinia echinata* Lamarck). Revista Árvore 39(3):505-512.

Finegan, B. 1992. Bases ecológicas para la silvicultura. V Curso Intensivo Internacional de Silvicultura y Manejo de Bosques Naturales Tropicales - CATIE. Costa Rica. 171 p.

Fournier, L; Charpantier, C. 1978. El tamaño de la muestra y la frecuencia de la observaciones en el estudio de las características fenológicas de loa árboles tropicales Cespedesia. Suplemento 2. Consultado el 01 de Marzo del 2018. Disponible en https://issuu.com/corantioquia/docs/fenologia__1_/220.

Franco, T; Hidalgo, R. 2003. Análisis estadístico de datos de caracterización morfológica de recursos fitogenéticos. Instituto internacional de recurso fitogenéticos (IPGRI), Colombia. Boletín técnico N° 8. 89 p.

Frank, MS; Perkins KD. 2018. Preparation of plant specimens for deposit as herbarium vouchers. University of Florida

Herbarium. Florida Museum of Natural History, Florida. (en línea). Consultado 15 jun. 2018. Disponible en http://www.flmnh.ufl.edu/herbarium/voucher.htm.

Gernandt, D. 2017. *Cinchona officinalis* L. Colecciones Biológicas. Universidad Nacional Autónoma de México. Instituto de Biología. México. (en línea). Consultado 10 jul. 2017. Disponible en http://unibio.unam.mx/collections/specimens/urn /IBUNAM:MEXU:PV450760.

GGGI (Global Green Growth Institute, Corea del sur); DIN (Deutsches Institut für Normung, Alemania); German Development Institute; SERFOR (Servicio Forestal y de Fauna Silvestre, Perú). 2015. Interpretación de la dinámica de la deforestación en el Perú y lecciones aprendidas para reducirla. s.l. 40 p.

Giberti, GC. 1998. Herborización y herbarios como referencia en estudios técnicos: herbarios de la argentina. Dominguezia. 14(1): 271-280.

Galloway, G; Borgo, G. 1987. de viveros forestales en la sierra peruana. Lima, Perú, Proyecto FAO/ Holanda/INFOR. 123 p.

Godínez, SM; Rodríguez, FA; López, NP; Camposeco, J. 2016. Evaluación de la regeneración natural de tres especies coníferas en áreas de distribución natural en el altiplano occidental de Guatemala. Revista Ciencia, Tecnología y Salud. 3(1): 5-16.

Gómez, M. 2010. Fenologia reproductiva de especies forestales nativas presentes en la jurisdicción de Corintioquia, un paso hacia su conservación. Consultada 05 feb. 2018. Disponible en https://issuu.com/corantioquia/docs/fenologia__1_

Gonzáles, M. 1975. Crecimiento en volumen por hectárea de *Pinus radiata* en Cajamarca – Perú. Revista Forestal del Perú 5(1-2):93-98.

Gonçalves, EG; Lorenzi, H. 2011. Morfologia vegetal: organografia e dicionário ilustrado de morfologia de plântulas vasculares. 2 ed. São Paulo, Brasil, Instituto Plantarum de Estudos da Flora. 512p.

Hartmann, HT; Kester, DE. 1976. Propagación de plantas. Principios y prácticas. México, CIA Editorial Continental. 810 p.

Hartmann, HT. y Kester, D. 1977. Propagación de plantas. Principios y Prácticas. Continental. México. 810 p.

Hartmann, HT. y Kester, D. 1988. Propagación de Plantas. México D.F. Compañía Editorial Continental, S.A. de C.V. 760 p.

Hartmann HT, Kester D, Davies FT. 1992. Plant propagation. Principles and Practices. Fifth.

Hartman, HT; Kester, D. 1997. Propagación de Plantas. Editorial compañía editorial Continental, S.A. de C.V. México. 760 p.

Hartshorn, G. 1980. Dinámica del bosque neotropical. Revista Biotropica. Estados Unidos. 22-30 p.

Herrera, B; Alvarado, A. 1998. Calidad de sitio y factores ambientales en bosques de Centro América. Agronomía Costarricense 22(1): 99-117.

Hodge, H. 1947. Cinchona Procurement in Latin America. Economic Botany. University of Massachusett (229 – 257).

Holdridge, D. 1960. Curso de Ecología Vegetal. Torrialba, Costa Rica.

Horton, R. 1945. Erosional development of streams and their drainage basins: hydrophysical approach to quantitative morphology Geological Society of America Bulletin. U.S.A.

Huaripata, D. 2013. Estudio de la calidad de sitio para *Pinus radiata* D. Don. En las plantaciones de Granja Porcón, Cajamarca. Tesis Ing. Cajamarca, Perú, Universidad Nacional de Cajamarca. 96 p.

Husch, B. 1963. Forest Mensuration and statistics. New York, the Ronald. 474 p

Huxley, P. 1983. Phenology of tropical woody perennials and seasonal crop plants with reference to their management in agroforestry systems (en línea). p. 503-525. Consultado 28 mar. 2018. Disponible en http://www.scielo.sa.cr/scielo.php ?script=sci_nlinks&ref=846310&pid=S0034-7744199800030000600020&lng=en

ITTO (Organización Internacional de las Madera Tropicales, Japón). 2014. Vivero forestal para producción de plantones de especies forestales nativas: experiencia en Molinopampa, Amazonas – Perú. Chachapoyas, Perú. 19 p.

Justiniano, M; Fredericksen, T. 2000. Fenología de las especies arbóreas en los bosques secos bolivianos. Biotropica. Vol 32. Consultada 05 mar. 2018. Disponible en https://onlinelibrary.wiley.com/doi/pdf/10.1111/j.1744-7429.2000.tb00470.x.

Koornneef, M; Bentsink, L; Hilhorst, H. 2002. Seed dormancy and germination. Plant Biology 5:33–36.

Lamprecht, H. 1990. Silvicultura en los trópicos. Cooperación Técnica -República Federal de Alemania. 335 p.

Larreategui, D. 2009. Historia del árbol de la quina en Ecuador. (en línea). Consultada 13 oct.2015. Disponible en http://es.scribd.com/doc/69693417/HISTORIA-DE-LA-QUINA#scribd

Lillesand, T; Kiefer, R. 1987. Remote sensing anda image interpretation. New York. John Willev & Sons Inc

López, RG; Rosas, LU. 2002. El Herbario: Serie Apoyos Académicos. Universidad Autónoma de Chapingo, Chapingo. s.p.

López, S. 2015. Regeneración natural arbórea en el bosque de neblina "Chonta", Montero - Ayabaca – Piura (en línea). Tesis Blgo. Piura, Perú. 70 p. Consultado 18 set. 2018. Disponible en http://repositorio.unp.edu.pe/bitstream/handle/UNP/245/BIO-LOP-VIL-15.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Mabberley, DJ. 1997. The Plant Book. Cambridge, England, University of Cambridge. 858 p.

Madsen, J. 2002. Historia cultural de la cascarilla de Loja, en: Aguirre, Z; Madsen, J; Cotton, E; Balslev, H. Botánica Austroecuatoriana: estudios sobre los recursos naturales en las provincias de El Oro, Loja y Zamora Chinchipe. (Q. Ediciones ABa Yala, Ed.

Machado, R. 2011. Caracterización morfológica y productiva de procedencias de Jatropha curcas L. Pastos y Forrajes 34(3): 267-280.

Manta, M. 1988. Análisis silvicultural de dos tipos de bosque Húmedos de Bujura en la vertiente Atlántica de Costa Rica. Tesis Mag. Sc. CATIE. 137 p.

Mantovani, M; Ruschel, A; Sedrez dos Reis, M; Puchalski, A y Nodari, R. 2003. Fenología reproductiva de especies arbóreas en una formación secundaria da floresta Atlántica. Consultado 07 mar. 2018. Disponible en http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_nlinks&ref=972140&pid=S0034-77442008000200020000018&lng=en

Marcelo, JL; Dávila Estela, L. s.f Manual de dendrología. Cajamarca, Perú, Universidad Nacional de Cajamarca. 59 p.

Marcelo, JL; Reynel, C; Zevallos, P. 2011. Manual de dendrología. Lima, Perú, CONCYTEC. 140 p.

Mendoza, H; Ramírez, BR; Jiménez, LC. 2004. Rubiaceae de Colombia: Guía ilustrada de géneros. Bogotá, Colombia, Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. 351 p.

MINAM (Ministerio del Ambiente, Perú); MINAGRI (Ministerio de Agricultura y Riego). 2011. El Perú de los bosques. Lima, Perú. 73 p.

MINAM (Ministerio del Ambiente, Perú). 2014. Perú, reino de bosques. Lima, Perú. 303 p.

MINAM (Ministerio del Ambiente). 2015. Guía de inventario de la vegetación de flora y vegetación (en línea). Lima, Perú. 50 p. Consultado 20 may. 2016. Disponible en: http://www.minam.gob.pe/patrimonio-natural/wp-content/uploads/sites/6/2013/10/GU%C3%83-A-DE-FLORA-Y-VEGETACI%C3%83%E2%80%9CN.compressed.pdf

MINAM (Ministerio del Ambiente, Perú). 2016. La Conservación de Bosques en el Perú (2011-2016): Conservando los bosques en un contexto de cambio climático como aporte al crecimiento verde. Lima, Perú.177 p.

Ministério Da Agricultura, Pecuária E Abastecimento. 2009. Regras para análise de sementes. Brasília, Brasil. 395 p

Mooney, H; Bjorkman, O; Hall, A; Medina, E y Tomlinson, P. 1980. El estudio de la ecología fisiológica de las plantas tropicales: estado actual y necesidades. . Bio-Science 30: 22-26. Consultado el 04 de Mayo del 2018. Disponible en http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_nlinks&ref=846318&pid=S0034-77441998000300006000028&lng=en

Mourão, KSM; Dias-Pinto, D; Souza, LA; Moscheta, IS. 2002. Morfoanatomia de plântula e do tirodendro de Trichilia catigua A. Juss., T. elegans A. Juss. e T. pallida Sw.(Meliaceae). Acta Scientiarum. Biological Sciences 24(2):601-610.

NASA (National Aeronautics and Space Administration, Estados Unidos). 2018. Giovanni. Estados Unidos. (en línea, base de datos). Consultada 10 sept 2018. Disponible en https://giovanni.gsfc.nasa.gov/giovanni/.

Newstrom, L; Frankie, G; y Baker, H. 1994. Una nueva clasificación para la fenología de plantas basada en patrones de floración en árboles de selva baja tropical en La Selva, Costa Rica. Biotropica. 26 (2). pp. 141-159. Consultado 15 mar. 2018. Disponible en https://www.jstor.org/publisher/tropbio?refreqid=excelsior%3A2816b4760162c8164c88758bdb06d980

Ñique, A; Gutiérrez, R; Vivar, L; Durand, E; Verastegui, M. 2006. Experiencias de educación ambiental no formal en áreas adyacentes al Parque Nacional Tingo María.75UNAS – BIOFOR /IRG – Municipalidad Mariano Dámaso Beraum. Perú.

Ocaña, D. 1996. Desarrollo forestal campesino en la región andina del Perú. Lima, Perú. PRONAMACHCS. 220 p.

Olivera, Y; Hernández, L; Cruz, DR; Ramírez, W; Lezcano, JC. 2009. Nota técnica: Caracterización morfobotánica de tres accesiones cespitosas. Pastos y Forrajes 32 (3).

OMM (Organización Meteorológica Mundial, Suiza). 2017. Percentiles de Temperatura de la Tierra y el Océano, Enero – Diciembre 2016. Ginebra, Suiza. Consultado 07 may. 2018. Disponible en https://public.wmo.int/es/media/comunicados-de-prensa/la-organizaci%C3%B3n-meteorol%C3%B3gica-mundial-confirma-que-2016-es-el-a%C3%B1o-m%C3%A1s.

OSINFOR (Organismo de Supervisión de los Recursos Forestales y de Fauna Silvestre, Perú). 2013. Protocolo para la herborización: colección y preservado de ejemplares botánicos en procesos de supervisión forestal. 13 p.

Padilla, SO; Vásquez, E; Piña, R. 1978. Germinación y almacigo de semillas forestales. Cajamarca, Perú, CICAFOR. 21 p.

Pajares, U; Gonzales, C. 1996. Manual producción de plantas forestales. Cajamarca, Perú, ADEFOR. 152 p.

Pariona, A; Gonzales, LC. 2017. Factores asociados a Calidad de sitio en la regeneración de *Dipteryx micrantha* Harms., en un Bosque de Terraza Disectada, concesión maderera forestal Lagarto, Laberinto, Tambopata, Madre de Dios. Tesis Ing. Puerto Maldonado, Perú. Universidad Nacional Amazónica de Madre de Dios. 177 p.

Picard, N; Lurent, AS; Matieu, H. 2012. Manual de construcción de ecuaciones alométricas para estimar el volumen y la biomasa de los árboles. Roma, Italia, FAO. 223 p.

Pinelo, G. 2004. Manual de inventario forestal integrado para unidades de manejo de la WWF (en línea). Peten, Guatemala. 49 p. Consultado 20 may. 2016. Disponible en: http://wwf.panda.org/wwf_news/?19935/Manual-de-Inventario-Forestal-Integrado-para-Unidades-de-Manejo

Prodan, M; Peters, R; Cox, F; Real, P. 1997. Mensura forestal. Serie investigación y Educación en Desarrollo Sostenible Proyecto IICA/GTZ. San José, Costa Rica. 561p.

Quejada, C. 1980. Propagación vegetativa. 2 ed. Madrid-España. 84 p.

RPP (Radio Programa del Perú). 2018. La quina, el árbol del escudo del Perú que lucha por sobrevivir. Lima, Perú; 18 Oct.:1

Ricardi, M; Torres, F; Hernández, C; Quintero, R. 1977. Morfología de plântulas de árboles venezolanos. Revista Florestal Venezolana 27:15-56.

Roberts, H. 1973. Predicting the storage life of seeds, Seed. Sci. & Technol. 1, pp. 499-514.

Rollet, B. 1980. Organización. In Ecosistemas de los bosques tropicales. Roma. UNESCO/PNUMA/FAO. 162p.

Rojas, O. 2006. Manual básico para medir caudales. FONAG. Ecuador. (en línea). Consultado 19 may. 2018. Disponible en http://www.bivica.org/upload/medir-caudales-manual.pdf.

Román, F; De Liones, R; Sautu, A; Deago, J; Hall, JS. 2012. Guía de propagación de 120 especies de árboles nativos de Panamá y el Neotrópico. New Haven, Estados Unidos, Environmental Leadership and Training Initiative. 162 p.

Romero, JM. 2015. Rasgos morfológicos de frutos, semillas y embriones de *Cinchona officinalis* L. (Rubiaceae) en el sur del Ecuador. REMCB 36 (2): 27 -35.

Stallings, H. 1962. El Suelo, su uso y mejoramiento. Compañía Editora Continental S.A. México. 143 Pág.

Sabogal, M. 1983. Estructura y dinámica de regeneración de un bosque en la Región Pucallpa (Amazonía Peruana). Proyecto de investigación UNALM. 19 p.

Salcedo, C. 1985. Estudio ecológico y estructural del bosque "Los Espaveles". UCR/CATIE. Tesis Magister Scientiae. Turrialbe. Costa Rica. 164 p.

Sánchez, S. 2011. Zonas de Vida de Cajamarca. Zonificación Ecológica Económica. Cajamarca.

SERNANP (Servicio Nacional de Áreas Naturales Protegidas, Perú). 2017. Perú país megadiverso. Lima. (en línea). Consultada 10 jun 2017. Disponible en http://www.sernanp.gob.pe/documents/10181/88081/Peru-+Pais+Megadiverso.pdf/4f361370-434d-405f-986e-2b4052219abf

Sjolte-Jorgensen, J. 1967. The influence of spacing on the growth and developmentof coniferous plantations. En: Romberger, J.A and Mikolo, P. International Review of Forestry Research. London: Academic Press 2:43-94.

Soares, CPB; Paula Neto, F; Souza, AL. 2011. Dendrometria e Inventário Florestal. 2. ed. Viçosa, MG, BR. UFV. 272p.

Souza, VC; Lorenzi, H. 2014. Chave de identificação: para as principais famílias de Angiospermas e Gimnospermas nativas e cultivadas do Brasil. 3 ed. São Paulo, Brasil, Instituto Plantarum de Estudos da Flora. 31 p.

SRGIS – Sensores Remotos y Gis. 2005. Guía Básica sobre Imágenes Satelitales y sus Productos

Stokes, M; Smiley, T. 1968. An introduction to tree ring dating. University of Chicago Press, Chicago, Illinois. USA.

Tapia, M. 1997. Manejo Integral Microcuencas. Curso - Taller. Lima, Perú. 205 p.

Tello, J. 2016. Estudio de la dinámica de regeneración natural de un bosque de neblina en el Nor Oriente del Perú (en línea). Tesis M Sc. Cajamarca, Perú. 116 p. Consultado 18 set. 2018. Disponible en http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/UNALM/2746/K10-T44-T.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Torres, F. 2013. Etnobotánica y sustancias bioactivas de las principales especies no maderables con potencial económico de los bosques de neblina del norte del Perú. Lima, Perú, CIPCA. 9p.

UNESCO (Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la Ciencia y la Cultura, Francia). 2016. Agua y empleo. Informe de las Naciones Unidas Sobre el Desarrollo de los Recursos Hídricos en el Mundo 2016. (en línea). Consultada 03 ago. 2018. Disponible en http://unesdoc.unesco.org/images/0024/002441/244103s.pdf

Universidad Autónoma de Ciudad Juárez. s.f. Recolecta de plantas y herborización. Juárez, México. 3p.

Universidad Nacional del Nordeste. s.f. Métodos de Análisis de Semillas. (en línea). Consultado 13 dic. 2018. Disponible en http: http://exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/Metodos%20de%20analisis%20de%20semillas.pdf

Universidad Nacional del Nordeste. 2016. Reproducción Asexual o Multiplicación vegetativa – Tema 22. (en línea). Consultado 23 mar. 2017. Disponible en http://www.biologia.edu.ar/botanica/print/Tema22-multiplicacionvegetativa.pdf.

Valdés, MC; Stiff, C; Decher, TV. 1994. Determinación de Calidad de sitio y productividad del *Pinus oocarpa* en base a características ambientales en la zona central de Honduras. Interciencia 19(6): 336-342.

Varela, S A; Arana, V. 2011. Latencia y germinación de semillas. Tratamientos pregerminativos. Río Negro, Argentina, Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. 10 p.

Vargas, W; Lozano, F. 2008. El papel de un vivero en un proyecto de restauración en paisajes rurales andinos. Establecimiento del corredor Barbas – Bremen. En: Barrera, J.I., Aguilar, M. & Rondón, D. (eds.). Experiencias de restauración ecológica en Colombia "Entre la sucesión y los disturbios. Bogotá, Colombia, Escuela de Restauración Ecológica ERE: Pontificia Universidad Javeriana 67-82.

Vásquez, A; Mejía, A; Faustino, J; Terán, R; Vásquez, I; Díaz, J; Vásquez, C; Castro, A; Tapia, M; Alcántara, J. 2016. Manejo y gestión de cuencas hidrográficas. Universidad nacional Agraria La Molina. Lima, Perú. 709 p. Consultado 05 ago. 2018. Disponible en https://civilgeeks.com/2017/07/26/libro-manejo-gestion-cuencas-hidrograficas-absalon-vasquez/

Vásquez, V. 2014. Diseños experimentales con SAS. Cajamarca, PE. CONCYTEC FONDECYT. 704 p.

Vásquez, W; Ugalde, L. 1995. Rendimiento y calidad de sitio para *Gmelina arborea, Tectona grandis*, *Bombacopsis quinatum* y *Pinus caribaea* en Guanacaste, Costa Rica: CATIE.

Vázquez-Yanes, C; Batis, A; Alcocer, M; Sánchez, D. 1999. Árboles y arbustos potencialmente valiosos para la restauración ecológica y la reforestación. Reporte técnico del proyecto J084. CONABIO - Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F., México. pp. 161-164.

Vílchez, B; Rocha, O. 2004. Fenología y biología reproductiva del nazareno (Peltogyne purpurea Pittier) en un bosque intervenido de la Península de Osa, Costa Rica, América Central. Kurú: Rev. For. 1: 1-14.

Villena, JJ. 2009. Estudio de la determinación de la Calidad de sitio para el Pinus patula en la Cooperativa Atahualpa Jerusalén Granja Porcón – Cajamarca. Tesis Ing. Cajamarca, Perú, Universidad Nacional de Cajamarca. 90 p.

Willan, R. 1991. Guía de Manipulación de Semillas Forestales con especial referencia a los Trópicos. Centro de Semillas Forestales de DANIDA. Estudio FAO MONTES 20/2. 510 pp.

Yzarra, W; López, F. s.f. Manual de observaciones fenológicas. Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología. Lima, Perú. 98 p. Consultado el 23de marzo del 2018. Disponible en http://www.senamhi.gob.pe/pdf/estudios/manual_fenologico.pdf

Zevallos, P. 1989. Taxonomía, distribución geográfica y status del género Cinchona en el Perú. Lima, Perú, Universidad Nacional Agraria La Molina. 64 p.

ZEE (Zonificación Ecológica Económica) 2016.Mapa de Zonas de Vida (en línea). Cajamarca, Perú. Esc. 1:250,000. Color. Consultado 9 ago. 2017. Disponible en http://zeeot.regioncajamarca.gob.pe/medio-biologico.

ANEXO

Constancia

IDENTIFICACION BOTÁNICA

El que suscribe, JUAN FRANCISCO MONTOYA QUINO, Ingeniero Agrónomo identificado con DNI 26686087 con numero de colegiatura en el Colegio de Ingenieros del Perú 198270, CURATOR del Herbario ISIDORO SANCHEZ VEGA – CPUN de la Universidad Nacional de Cajamarca, hago constar:

A solicitud de los interesados, y luego de haber realizado los estudios morfológicos taxonómicos de las muestras botánicas de la familia Rubiaceae, procedentes de la Zona de Amortiguamiento del Bosque de Protección Pagaibamba, material biológico usado en los estudios del Proyecto de Investigación: Estudio Silvicultural de la Quina "***Cinchona officinalis*** L. ", en el Distrito de Querocoto, Provincia de Chota, Departamento de Cajamarca; en el Herbario de la Universidad Nacional de Cajamarca se deja Constancia que la identificación de la muestra es:

NOMBRE CIENTIFICO	NOMBRE COMUN	FAMILIA
Cinchona officinalis L.	"Quina"	RUBIACEAE

Se expide la siguiente Constancia a solicitud, para los fines de estime conveniente.

Cajamarca 14 de junio del 2016

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA HERBARIO DIRECCION CPUN PERU

JUAN FRANCISCO MONTOYA QUINO
INGENIERO AGRONOMO
Reg.CIP N° 198270

Se terminó de imprimir en el
mes de diciembre de 2018, en
los Talleres Gráficos de:

cre art SRL
simplemente buenas ideas

Jr. 5 Esquinas 665 - Cajamarca
Telf.: 076 -280237

Instituto Nacional de Innovación Agraria

Estación Experimental Agraria Baños del Inca
Jr. Wiracocha s/n, Distrito de Baños del Inca, Cajamarca
T.: (076) 348386
www.inia.gob.pe

PERÚ
Ministerio
de Agricultura y Riego